

UNIVERSITY OF TORONTO



3 1761 01540165 6

**Die Krankheiten
der Pflanzen ☸☸
von Dr. E. B. Frank**

UNIVERSITY
OF
TORONTO
LIBRARY

Digitized by the Internet Archive
in 2010 with funding from
University of Toronto

Die
Krankheiten der Pflanzen

Ein Handbuch

für Land- und Forstwirte, Gärtner, Gartenfreunde und Botaniker

von

Dr. A. B. Frank

Professor an der Königl. landwirtschaftlichen Hochschule in Berlin

Zweiter Band

Die durch pflanzliche Feinde hervorgerufenen Krankheiten

Mit 96 in den Text gedruckten Abbildungen

Zweite Auflage

SB

601

F7

1895

Bd 2



Breslau

Verlag von Eduard Trewendt

1896.

Die
Pilzparasitären Krankheiten
der Pflanzen

von

Dr. A. B. Frank

Professor an der Königl. landwirtschaftlichen Hochschule in Berlin

Mit 96 in den Text gedruckten Abbildungen

LIBRARY
FACULTY OF FORESTRY
UNIVERSITY OF TORONTO



986/6
8/10/59

Breslau

Verlag von Eduard Trewendt
1896.

Das Recht der Übersetzung bleibt vorbehalten.

Vorwort zur zweiten Auflage.

Dem Vorworte, mit welchem ich den ersten Band der neuen Auflage meines Handbuches der Öffentlichkeit übergeben habe, hätte ich einige Bemerkungen hinzuzufügen, welche sich speziell auf den gegenwärtig erscheinenden zweiten Band beziehen.

Die Lehre von den parasitären Krankheiten ist jedenfalls derjenige Teil der Pflanzenpathologie, welcher in den letzten Jahrzehnten die größten Fortschritte aufzuweisen und seinen Umfang am meisten vergrößert hat. Was speziell die Zahl der parasitischen Pilze anlangt, so ist es jetzt schon fast zur Unmöglichkeit geworden, dieselben in einem Werke von bescheidenem Umfange vollzählig aufzuführen. Dennoch habe ich getreu dem Prinzip, in meinem Buche nicht nur die Krankheiten der Kulturpflanzen, sondern diejenigen der gesamten Pflanzenwelt zu behandeln, auch diejenigen parasitischen Pilze mit aufgenommen, welche auf den wildwachsenden Pflanzen bis jetzt aufgefunden worden sind. Nur mußte ich hier die Beschränkung eintreten lassen, daß nur die in den europäischen Ländern beobachteten Pilze berücksichtigt wurden. Bezüglich der außereuropäischen Länder sind nur die auf Kulturpflanzen auftretenden Pilze behandelt worden. Eine Ausdehnung auf die ausländischen wildwachsenden Pflanzen hätte den Umfang des Werkes, der ohnedies schon mehr als geplant war, gewachsen ist, noch um ein Bedeutendes vergrößert, ohne daß dadurch wohl den Zwecken des Buches wesentlich gedient worden wäre. Wer Interesse dafür hat, die ungeheuren Listen der Schmarozerpilze, die in den letzten Jahren in außereuropäischen Ländern gesammelt worden sind, einzusehen, hat dazu in Saccardo's großem Sammelwerke *Sylloge Fungorum* und in den Just'schen botanischen Jahresberichten Gelegenheit.

Bei der Aufzählung und Beschreibung der zahlreichen neuen Pilze, welche durch die verschiedensten Beobachter in den letzten Jahrzehnten

bekannt geworden sind, habe ich mich selbstverständlich an die von jene Beobachtern gemachten Angaben halten müssen, wenigstens in allen diejenigen Fällen, wo mir selbst über die betreffenden Pilze keine eigenen Beobachtungen zur Verfügung stehen; hier habe ich objektiv ganz allein den betreffenden Autoren das Wort gelassen, ohne damit sagen zu wollen, daß ich in jedem Falle für dieselben eintreten könnte. Es bezieht sich das insbesondere auf viele der neu aufgenommenen Pilzformen, welche aus Saccardo's Sylloge Fungorum entlehnt worden sind. Es fehlt bis jetzt noch fast gänzlich an einer kritischen Bearbeitung der zahlreichen neuen Pilzformen, deren Beschreibungen in diesem verdienstlichen Werke freilich zunächst nur kompilatorisch zusammengestellt worden sind.

Die Bearbeitung des vorliegenden Bandes hat längere Zeit in Anspruch genommen. Es war daher auch nicht möglich, die neuen litterarischen Erscheinungen der allerletzten Jahre mit zu berücksichtigen; insbesondere konnte das meiste, was seit 1893 erschienen ist, nicht mehr benutzt werden.

Berlin, im Juli 1895.

Der Verfasser.

Inhaltsverzeichnis.

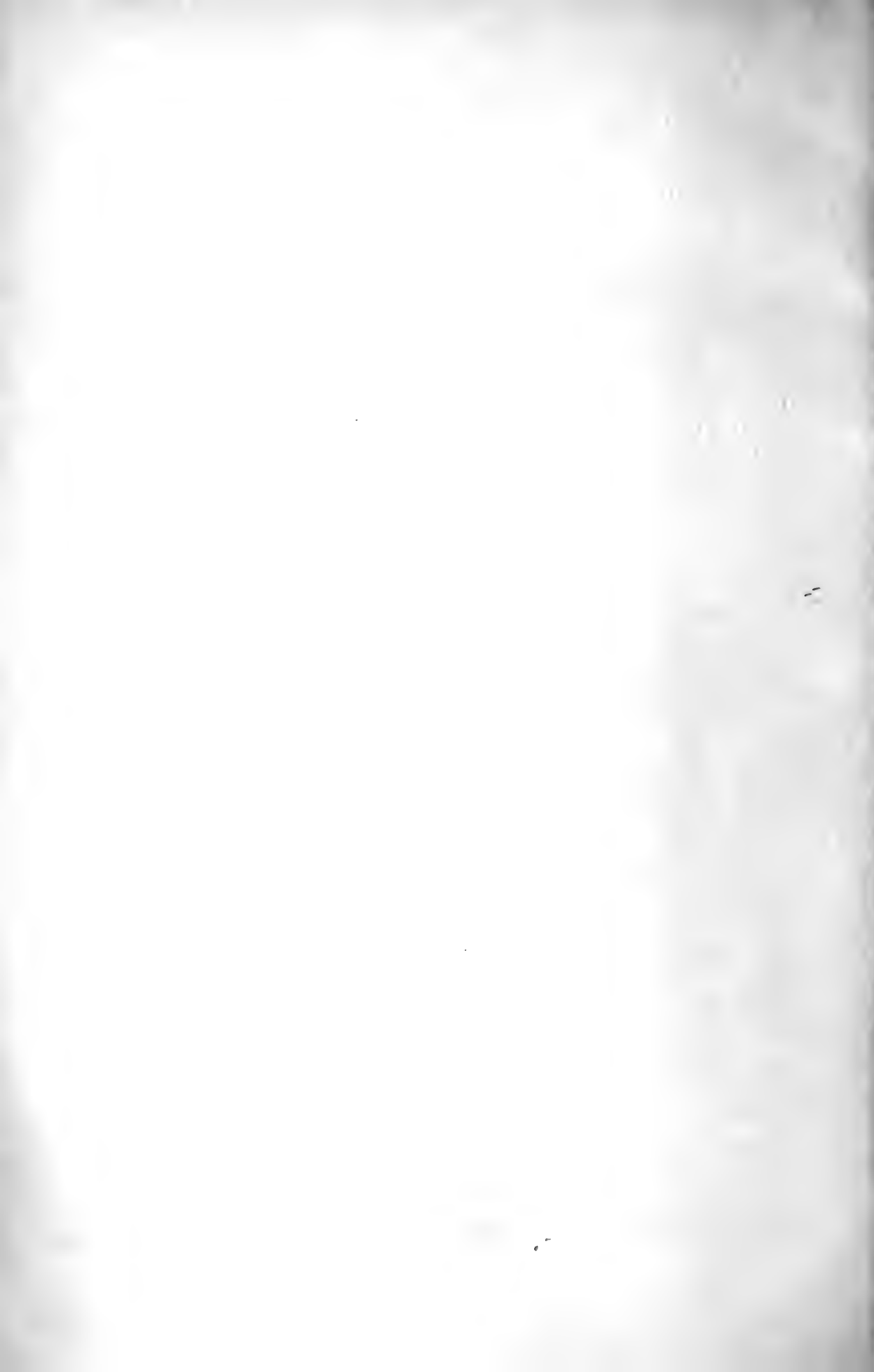
	Seite
I. Abschnitt. Parasitische Pilze	1
Einleitung	1
1. Kapitel. Monadinen	12
2. Kapitel. Spaltpilze oder Bakterien	19
3. Kapitel. Chytridiaceen.	33
4. Kapitel. Saprolegniaceen	48
5. Kapitel. Peronosporaceen	51
I. Phytophthora	52
II. Peronospora	70
III. Pythium	86
6. Kapitel. Protomycetaceen	92
7. Kapitel. Brandpilze (Ustilagineen) als Ursache der Brandkrankheiten	94
I. Ustilago	109
II. Cintractia	116
III. Tilletia	117
IV. Cordalia	120
V. Schixonella	120
VI. Schröteria	120
VII. Paipalopsis	121
VIII. Urocystis	121
IX. Sorosporium, Thecaphora, Tolyposporium	123
X. Tubercinia	126
XI. Sphacelotheca	126
XII. Graphiola	127
Anhang. Die zu den Ustilagineen gehörenden, aber pathologisch abweichenden Parasiten	127
8. Kapitel. Rostpilze (Uredinaceen) als Ursache der Rostkrankheiten	131
I. Uromyces	139
II. Puccinia	147
III. Uropyxis	171
IV. Rostrupia	171
V. Chrysospora	171
VI. Diorchidium	171
VII. Triphragmium	172
VIII. Spaerophragmium	172
IX. Phragmidium	172

X. Gymnosporangium der Coniferen und die Gitterrostfe der Kernobstgehölze	176
XI. Coleopuccinia	184
XII. Ravenelia	185
XIII. Cronartium	185
XIV. Alveolaria	186
XV. Trichospora	186
XVI. Chrysomyxa	187
XVII. Coleosporium	192
XVIII. Melampsora	196
XIX. Calyptospora	206
XX. Endophyllum	207
XXI. Pucciniosira	207
XXII. Sjolierte Uredo- und Acidienformen	208
A. Uredo	208
B. Accidium	209
C. Caeoma	214
D. Hemileia	215
9. Kapitel. Die durch Hymenomyceten verursachten Krankheiten	216
A. Exobasidium	216
B. Aureobasidium	218
C. Hypochnus	219
D. Die größeren, auf Bäumen schmarogenden Schwämme	220
I. Trametes	221
II. Polyporus	228
III. Daedalea	233
IV. Hydnum	233
V. Thelephora	234
VI. Stereum	235
VII. Corticium	236
VIII. Agaricus melleus	236
IX. Die Agaricineen der Herrenringe	240
10. Kapitel. Gymnoasci	241
Taphrina	242
11. Kapitel. Erysipheae, Mehltaupilze	250
I. Podosphaera	259
II. Sphaerotheca	259
III. Phyllactinia	260
IV. Uncinula	260
V. Pleochaeta	261
VI. Microsphaera	262
VII. Erysiphe	263
VIII. Erysiphella	265
IX. Saccardia	265
X. Oidium-Formen	265
12. Kapitel. Perisporiaceae	269
I. Capnodium	270
II. Meliola	276
III. Dimerosporium	277
IV. Asterina	277
V. Thielavia	278
VI. Apiosporium	279
VII. Lasiobotrys	280
VIII. Perisporieenartige Pilze, welche bisher nur nach ihren Conidienformen bekannt und benannt sind	280

13. Kapitel. Pyrenomycetes	283
A. Sceleropyrenomycetes	284
I. Coleroa	284
II. Stigmathea	285
III. Trichosphaeria	285
IV. Herpotrichia	286
V. Acanthostigma	286
VI. Rosellinia	286
VII. Cucurbitaria	287
VIII. Plowrightia	288
IX. Gibbera	289
B. Cryptopyrenomycetes	289
I. Pleospora	290
II. Leptosphaeria	301
III. Didymosphaeria	305
IV. Venturia	305
V. Gibellinia	306
VI. Ophiobolus	306
VII. Dilophia	307
VIII. Spaerella und Laestadia	308
XI. Physalospora	314
X. Arcangelia	314
XI. Hypospila	314
C. Schwarzartige Pyrenomyceten, von denen nur Conidien bekannt sind	314
I. Cladosporium	315
II. Helminthosporium	316
III. Heterosporium	317
IV. Sporidesmium und Clasterosporium	318
V. Alternaria	319
VI. Fusariella	320
VII. Brachysporium	320
VIII. Dendryphium	320
IX. Macrosporium	320
X. Napicladium	321
XI. Zygoesmus	321
XII. Acrosporium	322
XIII. Haplobasidium	322
XIV. Acladium	322
XV. Fusicladium	323
XVI. Morthiera	327
XVIII. Steirochaete und Colletotrichum	328
D. Pyrenomyceten, welche Blattfleckenkrankheiten verursachen und nur mit conidientragenden Fäden fruktifizieren, die in sehr kleinen farblosen oder bräunlichen Büscheln allein aus den Spalt- öffnungen hervortreten	329
E. Pyrenomyceten, welche nur in der Conidienfruktifikation be- kannt sind von der Form eines kleinen, meist lager- oder polsterförmigen, seltener stiel förmigen Stromas, welches aus der Oberfläche der Pflanzenteile hervorstößt	356
I. Mastigosporium	356
II. Fusisporium	357
III. Fusarium, Phleospora und Endoconidium	357
IV. Monilia	360

V. Microstroma	362
VI. Melanconium	362
VII. Coryneum	362
VIII. Dematophora	363
IX. Graphium	369
F. Pyrenomyceten, welche nur in Conidienfrüchten in der Form von Pykniden oder Spermogonien bekannt sind	369
I. Gloeosporium und verwandte Formen	370
II. Actinonema	383
III. Phyllosticta	386
IV. Phoma	398
V. Sphaeronema	407
VI. Chaetophoma	407
VII. Asteroma	407
VIII. Vermicularia	408
IX. Discosia	409
X. Leptothyrium und Sacidium	410
XI. Cryptosporium	411
XII. Melasmia	411
XIII. Fusicoccum	411
XIV. Ascochyta	412
XV. Robillarda	417
XVI. Septoria	417
XVII. Brunchorstia	435
XVIII. Stagonospora	436
XIX. Coniothyrium	437
XX. Diplodia	438
XXI. Hendersonia	439
XXII. Pestalozzia	440
XXIII. Coryneum	443
XXIV. Camarosporium	443
G. Pyrenomyceten, welche regelmäßig Perithezien bilden, die in einem in der Blattmasse gebildeten Stroma auftreten und durch geschlechtliche Befruchtung mittelst Spermatien, die aus voraus- gehenden Spermogonien kommen, entstehen	443
I. Polystigma	444
II. Gnomonia	447
H. Dothideaceae	454
I. Phyllachora und Dothidella	454
II. Scirrha	457
III. Homostegia	458
I. Chromopyrenomycetes	458
I. Epichloë	458
II. Nectria	461
III. Nectriella	465
IV. Bivonella	465
V. Hypomyces	465
K. Pyrenomycetes sclerotioblastae	466
Claviceps	467
14. Kapitel. Discomycetes	474
I. Lophodermium	475
II. Phacidium	479
III. Schizothyrium	480

IV. Rhytisma	480
V. Cryptomyces	483
VI. Pseudopeziza	484
VII. Fabraea	485
VIII. Keithia	485
IX. Beloniella	486
X. Dasyscypha	486
XI. Rhizina	488
XII. Sclerotinia	488
XIII. Vibrissea	513
XIV. Rösleria	515
15. Kapitel. Ascomyceten, welche nur in der Myceliumform bekannt sind. Der Wurzelstöter, Rhizoetonia	514
II. Abschnitt. Schädliche Pflanzen, welche nicht zu den Pilzen gehören	520
1. Kapitel. Parasitische Algen	520
2. Kapitel. Flechten und Moose an den Bäumen	521
3. Kapitel. Phanerogame Parasiten	522
I. Die Seide, Cuscuta	523
II. Die Orobanche-Arten	528
III. Die Loranthaceen	530
4. Kapitel. Gegenseitige Beschädigungen der Pflanzen	533



I. Abschnitt.

Parasitische Pilze.

Einleitung.

Im Reiche der Pilze giebt es eine sehr große Anzahl Arten, welche Lebensweise der Pilze überhaupt. Schmarotzer, Parasiten sind, d. h. auf lebenden Körpern anderer Schmarotzerpilze Organismen wachsen und ihre Nahrung aus den Bestandteilen des als Krankheitserreger. befallenen Körpers nehmen. Diese Ernährungsweise hängt mit der eigentümlichen Natur der Pilze zusammen. Pflanzen, welche wie die Pilze kein Chlorophyll besitzen, sind nicht der gewöhnlichen vegetabilischen Ernährung aus anorganischen Nährstoffen (Kohlensäure) fähig; ihre Nährstoffe müssen schon die Form von organischen Verbindungen haben. Sie bewohnen daher entweder leblose organische Körper oder Orte, wo dergleichen oder die Zersetzungserzeugnisse solcher vorhanden sind, und ernähren sich aus den organischen Verbindungen, die bei der Fäulnis oder Verwesung derselben gebildet werden; es sind Fäulnisbewohner oder Saprophyten. Oder sie siedeln sich auf den lebenden Körpern gewisser Pflanzen und Tiere an und zehren von deren Bestandteilen, sie sind Parasiten. Der Organismus, welcher von einem Parasit befallen wird, heißt dessen Wirt. Ist derselbe eine Pflanze, so wird er auch als die Nährpflanze des Schmarotzers bezeichnet. Wir finden nun fast bei allen pflanzenbewohnenden Schmarotzerpilzen, daß durch die Ansiedelung, die Ernährung und die Entwicklung des Parasiten, die auf Kosten der Nährpflanze stattfinden, Störungen der Lebensprozesse verschiedener Art an der Nährpflanze hervorgerufen werden, die meistens den Charakter ausgeprägter Krankheiten haben. Über die ursächliche Beziehung der Schmarotzerpilze zu diesen Krankheiten

besteht im großen und ganzen heutzutage kein Zweifel mehr. Es steht fest, daß diese Pilze gleich andern Pflanzen durch selbsterzeugte Keime sich fortpflanzen, aus diesen wieder entstehen und durch ihre Entstehung und Entwicklung die krankhaften Veränderungen an ihrer Nährpflanze hervorbringen. Die unzweifelhafte Beweisführung besteht in dem Gelingen des künstlichen Infektionsversuches: es werden die Keime (Sporen) des parasitischen Pilzes auf eine gesunde Pflanze gebracht, beziehentlich ein Gewebsstück der kranken Pflanze, in welchem das Mycelium des Parasiten vorhanden ist, in eine gesunde Pflanze eingimpft; wenn nun die Sporen, beziehentlich das Mycelium hier zu einem neuen Pilz sich entwickeln, und wenn dadurch zugleich die charakteristische Krankheit an der Pflanze hervorgebracht wird, während andre unter sonst gleichen Verhältnissen gehaltene, gleich entwickelte Individuen derselben Pflanzenart Pilz und Krankheit nicht zeigen, so ist in streng exakter Weise die Infektionskraft des Pilzes bewiesen. Für viele pilzliche Infektionskrankheiten der Pflanzen besitzen wir solche Beweise, für zahlreiche andre freilich noch nicht. Es soll im folgenden überall hervorgehoben werden, wo dieses bereits der Fall ist. Für die andern Parasiten darf das gleiche Verhältnis angenommen werden, wenn folgende Umstände gegeben sind, die uns als Wahrscheinlichkeitsgründe einstweilen genügen können. Jede von einem Parasiten erzeugte Krankheit ist ausnahmslos von demselben begleitet. Das erste Auftreten des Pilzes geht den pathologischen Veränderungen voraus; denn wenn man das Gewebe an der Grenze der kranken Stelle und des noch gesunden Teiles der Pflanze untersucht, so sieht man gewöhnlich diejenigen Zellen, welche eben erst von den Myceliumfäden des Pilzes erreicht worden sind, noch gesund, und erst diejenigen getötet, welche schon länger den Einflüssen des Parasiten ausgesetzt waren. Der Pilz greift also über den wirklich erkrankten Teil hinaus und die Erkrankung folgt seiner Ausbreitung erst nach. Dadurch ist zugleich die von Manchen gehegte Meinung widerlegt, daß diese Pilze nicht die Ursache, sondern nur sekundäre Begleiterscheinungen der Krankheiten seien, wie dies nur bei den eigentlich saprophyten Pilzen zutrifft, von denen sich viele erst an schon erkrankten und in Fäulnis übergehenden Pflanzenteilen ansiedeln (S. 1); solche Pilze sind natürlich auch keine Krankheits-erreger.

Obligate und fakultative Schmarogerpilze. Wir können nun aber bei den Schmarogerpilzen verschiedene Grade des Parasitismus unterscheiden. Es giebt erstens solche, welche auf keine andre Weise zu vollständiger Entwicklung zu bringen sind, als auf den Körpern ihrer Nährpflanzen, indem bei ihnen jeder Versuch, sie auf einer leblosen, mit den nötigen Pilznährstoffen versehenen Unter-

lage zu erziehen, bisher fehlgeschlagen ist; wir können sie die obligaten Parasiten nennen. Zu ihnen müssen die Peronosporaceen, Ustilagineen und Uredineen sicher gerechnet werden. Neuerdings hat sich die Zahl derselben immer mehr vermindert, indem es uns von sehr vielen Parasiten gelungen ist, sie auch auf geeignetem leblosen Substrate, z. B. Pflaumendekost, gekochten Pflanzenteilen u. vollständig, d. h. bis zur Erreichung ihrer Frucht- und Sporenbildung künstlich zu kultivieren und damit den Nachweis zu führen, daß sie auch in der Natur in dieser Weise saprophytisch, z. B. an toten Pflanzenteilen zu leben vermögen werden. Sie sind als fakultative Parasiten zu bezeichnen. Es wird im folgenden jedesmal angegeben werden, von welchen Pilzen solches bekannt ist. Denn es ist klar, daß die Bekämpfungsweise eines Parasiten erschwert wird, wenn er zu dieser Kategorie gehört, weil eben die Bedingungen seines Vorkommens und Fortkommens in diesem Falle viel weitere sind. Nun ist es freilich im Grunde noch kaum von einem dieser fakultativen Schmaroger auch nur einigermaßen bekannt, wie groß thatsächlich sein saprophytes Vorkommen im Freien ist. Von vielen derselben ist es sehr wahrscheinlich, daß der Parasitismus die weitaus gewöhnlichste Art ihres Vorkommens ist; ja bei manchen sind vielleicht nur die künstlich geschaffenen Ernährungsbedingungen die einzigen, die ihr saprophytes Wachstum ermöglichen, da man sie wenigstens bisher in der Natur nie anders als parasitär gefunden hat. Wahrscheinlich giebt es alle Abstufungen vom vorherrschenden Parasitismus bis zum vorherrschenden Saprophytismus bei den Pilzen. Denn thatsächlich kennen wir auch einige Pilze, deren weitaus gewöhnlichstes Vorkommen sie als echte Fäulnisbewohner charakterisiert, die aber gleichwohl in besonderen Fällen parasitären Charakter annehmen und lebenden Pflanzen schädlich werden können, wie z. B. die Schwärze (*Cladosporium*).

Die Art und Weise der Ansiedelung eines Schmarogerpilzes hängt natürlich mit der Organisation desselben zusammen. Zunächst tritt hier der Unterschied der epiphyten und der endophyten Parasiten hervor. Unter ersteren verstehen wir diejenigen, welche nur auf der Oberfläche einer Pflanze wachsen, unter letzteren diejenigen, welche zum Teil oder ganz innerhalb der Pflanzenteile sich befinden. Schon bei den einfachsten Pilzen (z. B. Chytridiaceen), welche aus einer einzigen, nahezu isodiametrischen Zelle bestehen, ist diese entweder einer Nährzelle äußerlich aufgewachsen oder sie lebt in einer solchen eingeschlossen oder wohl auch zwischen den Zellen der Nährpflanze. Die Mehrzahl der Pilze hat schlauchförmige oder fadenförmige Zellen, sogenannte Pilzfäden oder Hyphen, die sich in neue Fäden verzweigen, und alle Fäden

Art, wie der Schmarogerpilz die Nährpflanze bewohnt.

sind an ihren Spitzen steten Längenwachstumes fähig, wodurch der Pilz auf weite Strecken seine Nährpflanze über- oder durchwuchern kann. Diesen aus Hyphen bestehenden Teil, welcher das eigentliche Ernährungsorgan des Pilzes ist, nennt man das Mycelium. Dasselbe wächst bei Epiphyten auf der Epidermis der Pflanzenteile, bei Endophyten in den inneren Geweben, hier entweder nur zwischen den Zellen (in den Interzellulargängen) sich verbreitend oder auch die Zellen, d. h. deren Membran durchbohrend, im Innenraum der Zellen sich ansammelnd oder denselben quer durchwachsend. Von dem Mycelium ist gewöhnlich der fruchtifizierende Teil des Pilzes deutlich unterschieden, d. h. die Organe, an welchen die Fortpflanzungszellen (Sporen) gebildet werden. Diese im allgemeinen als Fruchtträger zu bezeichnenden Organe sind vom Mycelium entspringende, von diesem Nahrung empfangende Bildungen, auf deren Verschiedenheiten die Unterscheidungen der Pilze in Gattungen und Arten vornehmlich beruht. Bei den Epiphyten befinden sie sich ebenfalls oberflächlich, bei den Endophyten sind es oft die einzigen an der Oberfläche der Nährpflanze erscheinenden Organe des Pilzes oder sie befinden sich ebenfalls im Innern des Pflanzenkörpers; sie sind wegen ihrer Eigentümlichkeit oft eines der Hauptsymptome der Krankheit. Viele Schmarogerpilze entwickeln mehrere verschiedene Fruchtträger, die entweder nach einander an demselben Mycelium zur Entwicklung kommen oder in einem echten Generationswechsel auf einander folgen, dergestalt, daß aus den Sporen der zuerst gebildeten Fruchtform ein Mycelium mit der zweiten Fruchtform sich entwickelt. Es kann mit diesem Generationswechsel selbst ein Wirtswechsel verbunden sein, so daß die folgende Generation auf einer andern Nährpflanze ihre Entwicklung findet. Diese für die Pathologie der parasitären Krankheiten in hohem Grade wichtigen Verhältnisse können jedoch hier nur erst angedeutet werden; sie sind nach den speciellen Fällen verschieden und finden dort ihre eingehendere Erörterung.

Sporen der Schmarogerpilze. Die Keime oder Sporen der parasitischen Pilze sind es, aus denen sich der Schmaroger immer von neuem erzeugt. Die in Rede stehenden Krankheiten sind daher ansteckender Natur, und die Sporen stellen das Contagium dar. Sie sind bei allen Pilzen von mikroskopischer Kleinheit und nur wo sie in ungeheuren Mengen gebildet werden, dem unbewaffneten Auge als eine Staubmasse erkennbar. So hat z. B. die einzelne Spore des Staubbbrandes des Getreides 0,007 bis 0,008 mm im Durchmesser; ein Klümpchen Brandpulver von 1 Kubikmillimeter enthält also gegen 2 Mill. Sporen. Die Spore des Schmarogers der Kartoffelkrankheit ist durchschnittlich 0,027 mm im Durchmesser. Sie ist eine der größten,

jene eine der kleinsten Sporen, und geben diese Maße daher eine ungefähre Vorstellung von den hier herrschenden Größenverhältnissen. Die Kleinheit und sonstige Beschaffenheit der Sporen macht sie zur weiten Verbreitung außerordentlich geeignet. Bei den meisten Pilzen sind es vollständige, mit einer Haut umgebene Zellen, welche im reifen Zustande von dem Pilze sich trennen, um unter geeigneten Bedingungen (zu denen vorzüglich Feuchtigkeit gehört) zu keimen. Wir finden in den Sporen einen Inhalt, bestehend aus Protoplasma, oft mit Öltröpfchen; es ist das Material, welches bei der Keimung zu den Neubildungen verwendet wird. Die Sporenhaut ist entweder homogen oder besteht aus zwei mehr oder minder differenten Schichten: einer äußeren, derben, oft gefärbten, welche Exosporium heißt, und einer inneren, dem Endosporium unmittelbar anliegenden, zarten, farblosen Haut, dem Endosporium. Bei der Keimung wird in den meisten Fällen ein Keimschlauch gebildet, indem das Endosporium das Exosporium durchbrechend in einen gestreckten Schlauch auswächst, der sich dann in der Regel unmittelbar weiter zum Mycelium entwickelt. Bei manchen Schmarogerpilzen haben die Sporen die Organisation von Schwärm-sporen oder Zoosporen: es sind nackte (d. i. von keiner Membran umgebene) plasmatische Zellen, die durch schwingende Wimperfäden (Cilien) in tummelnde Bewegung versetzt werden und nur im Wasser leben, daher auch nur durch das Wasser verbreitet werden, während die mit fester Membran umgebenen Sporen nach erlangter Reife vor der Keimung in einem Ruhezustand sich befinden, in welchem sie Trockenheit ertragen können und daher hauptsächlich durch die Luft ihre weite Verbreitung finden.

Eine Pflanze wird von einem Schmarogerpilz entweder dadurch ^{Art des Befallens} befallen, daß das in der Nachbarschaft schon vorhandene Mycelium in die Nährpflanze hineinwächst. So besonders bei Parasiten unterirdischer Organe, wo sich oft das Mycelium im Erdboden von Wurzel zu Wurzel verbreitet. Bei allen Schmarogerpilzen aber, welche oberirdische Organe bewohnen, wird die Übertragung fast immer durch die Sporen vermittelt. Letztere gelangen immer nur an die freie Oberfläche des Pflanzenteiles. Ein wirkliches Eindringen der Sporen selbst findet, auch bei Endophyten, nicht statt. Davon machen nur manche Schwärm-sporen eine Ausnahme, welche direkt die Membran einer Epidermiszelle oder einer Alge durchbohren, in die Nährzelle einschlüpfen, um nun in derselben sich weiter zu entwickeln. Viele andre Schwärm-sporen werden vor der Keimung zu ruhenden Sporen, sie bekommen eine Sporenhaut und verhalten sich dann allen übrigen mit fester Membran versehenen Sporen gleich. Bei diesen ist es immer der Keimschlauch, ^{durch einen Schmarogerpilz.}

welcher vermöge seines Spitzenwachstums ins Innere der Nährpflanze eindringt. Hat der Pflanzenteil Spaltöffnungen, so nimmt jener seinen Weg durch diese natürlichen Poren und gelangt durch sie in die Inter-cellulargänge des inneren Gewebes; oder der Keimschlauch bohrt sich direkt durch eine Epidermiszelle ein. — Eine dritte Möglichkeit, wie eine Pflanze mit einem parasitischen Pilze behaftet werden kann, ist die, daß schon der Samen von der Mutterpflanze aus den Pilz mitbringt, in der Weise nämlich, daß der letztere in der Frucht wachsend auch in den Samen und in den Keimling eindrang. Denn es kommt vor, daß so verpilzte Samen doch noch keimfähig sind, und also Pflanzen liefern, welche den Parasiten gleich mit auf die Welt bringen. Der nämliche Fall liegt auch z. B. bei der Kartoffelkrankheit vor, wo die geernteten Knollen schon mit dem Pilze infiziert sind und also, als Saatknollen verwendet, schon von vornherein den Parasiten im Leibe haben. Man kann in solchen Fällen logisch von einer Vererbung der parasitären Krankheit reden. Nicht eigentlich gleichbedeutend sind natürlich diejenigen andern Fälle, wo auch durch das Saatgut der Pilz eingeschleppt wird, wo aber die Pilzsporen nur äußerlich den Samen anhaften und erst beim Keimen der letzteren im Boden selbst mitkeimen und dann erst ihre Keimschläuche in die junge Pflanze eindringen lassen. — Die hier skizzierten Möglichkeiten der Behaftung der Pflanzen mit ihren Parasiten sind natürlich bei der Bekämpfung der parasitären Krankheiten in erster Linie in Betracht zu ziehen.

Auswahl des
Pflanzentheiles.

Hinsichtlich des Pflanzentheiles, den der Parasit ergreift, zeigen die einzelnen Arten dieser Pilze ein für jeden charakteristisches Verhalten. Selbstverständlich wird dadurch das Wesen der Krankheit mit bestimmt, so daß diese Verhältnisse von hervorragendem pathologischen Interesse sind. Der Parasit überschreitet entweder den Ort seines Eindringens nur wenig, und somit bleibt auch die Erkrankung, die er bewirkt, auf eine kleine Stelle, auf ein einzelnes Organ beschränkt. Es kann dies eine Blüte oder ein Blütheil, ein kleiner Fleck auf einem Blatte oder einem Stengel sein. Oder zweitens, der Pilz beginnt seine Entwicklung und Zerstörung zwar auch von einem gewissen Punkte aus, greift aber allmählich immer weiter um sich, so daß er endlich einen größeren Teil der Pflanze oder die ganze Pflanze einnimmt und krank macht. Oder drittens, der Parasit dringt zwar an einem bestimmten Punkte in die Nährpflanze ein, bewirkt aber daselbst keine krankhaften Veränderungen, verbreitet sich vielmehr mittelst seines Myceliums in der Pflanze weiter, um endlich in einem andern wiederum bestimmten Organe der Nährpflanze, welches sogar am weitesten von der Eintrittsstelle entfernt liegen kann, seine vollständige Entwicklung, insbesondere seine Fruchtbildung

zu erreichen, und gewöhnlich ist es dann dieses Organ der Nährpflanze, welches allein zerstört wird, während der übrige vom Pilze durchwucherte Teil nicht merklich erkrankt (z. B. Brandpilze). Hierauf beschränken sich die allgemeinen Thatsachen, für das weitere muß auf die speziellen Fälle verwiesen werden.

Bemerkenswert ist ferner der Umstand, daß im allgemeinen jeder Schmarozerpilz seine bestimmte Nährpflanze hat, auf welcher allein er gedeiht und in der Natur gefunden wird und für welche allein er somit gefährlich ist. Allerdings kommen viele Parasiten auf nahe verwandten Arten, manche auf allen Arten einer und derselben Gattung vor; auch können nahe verwandte Gattungen von einer und derselben Parasiten-
spezies befallen werden, also dieselbe Krankheit bekommen, besonders in solchen Pflanzenfamilien, deren Gattungen eine große nahe Verwandtschaft haben, wie bei den Gräsern, Papilionaceen, Umbelliferen etc. Selten aber ist der Fall, daß ein und derselbe Parasit Pflanzen aus verschiedenen natürlichen Familien befallen kann. Näheres ist auch hier unter den speziellen Fällen zu suchen.

Auswahl der
Nährspezies.

Was die Wirkungen, welche die Schmarozerpilze an ihren Nährpflanzen hervorbringen, anlangt, so verhalten sich auch hierin die einzelnen Parasiten eigenartig. Es sind also hier verschiedene Erkrankungsweisen zu unterscheiden. Was zunächst das allgemeine Krankheitsbild anlangt, so hängt dies ja allerdings schon wesentlich davon ab, welchen Teil der Nährpflanze jeder Parasit auszuwählen pflegt; aber es kommt dabei auch auf die besondere Art der Zerstörung an, welche er daselbst hervorbringt. Dieses äußere Krankheitsbild ist nun bei manchen von einander sehr verschiedenen Pilzen das gleiche. Gewisse Krankheitsnamen bezeichnen also nicht eine bestimmte Krankheit, sondern sie sind Kollektivbegriffe, sie sagen uns also noch nicht, welcher Parasit im speziellen Falle die Ursache ist. Dies gilt z. B. von der Krankheit, die man Wurzelbrand nennt, und welche an den Keimpflanzen von Zuckerrüben, von Cruciferen und vieler anderer Dikotylen unter ganz gleichen Symptomen aufzutreten pflegt; es ist dabei das Mycelium eines Pilzes als Ursache zu finden; aber es giebt verschiedene Pilze, welche unter diesen Erscheinungen auftreten. Ein ebensolcher Kollektivbegriff ist der Ausdruck Fleckenkrankheit, welcher eine Erkrankung kleiner fleckenförmiger Partien auf Blättern und Früchten bezeichnet; auch diese kann, selbst bei einer und derselben Pflanzenart, von verschiedenen Schmarozerpilzen verursacht werden. Ebenso verhält es sich mit den Bezeichnungen Wurzel- oder Stammfäule bei den Bäumen, Stengelfäule bei krautartigen Pflanzen, Herzfäule bei den Rüben etc.

Art der Wirkungen, die die Schmarozerpilze hervorbringen.

Wenn wir genauer die Wirkungen, welche die Pilze an den Zellen und Geweben der Nährpflanze hervorbringen, untersuchen, so lassen sich dieselben unter folgende Gesichtspunkte bringen.

1. Der Pilz vernichtet die Lebensfähigkeit der Nährzellen nicht, bringt auch an ihnen keine merkliche Veränderung hervor, weder im Sinne einer Verzehrung gewisser Bestandteile der Zelle, noch im Sinne einer Hypertrophie derselben. Die Zelle fährt auch in ihren normalen Lebensverrichtungen anscheinend ungestört fort, und der ganze Pflanzenteil zeigt nichts eigentlich Krankhaftes. Dieser jedenfalls seltenste und nicht eigentlich der Pathologie angehörige Fall dürfte bei einigen Chytridiaceen und Saprolegniaceen, die unten mit angeführt sind, vorliegen; freilich geht er ohne Grenze in den nächsten über.

2. Die Nährzellen und der aus ihnen bestehende Pflanzenteil werden weder in ihrer ursprünglichen normalen Form noch in ihrem Bestande, soweit er sich auf das Skelett der Zellhäute bezieht, alteriert, aber der Inhalt der Zellen wird durch den Parasit ausgezogen. Enthielten die Zellen Stärkekörner, so verschwinden dieselben; waren Chlorophyllkörner vorhanden, so zerfallen diese unter Entfärbung und lösen sich auf, nur gelbe, fettartige Kügelchen zurücklassend, dieselben, welche auch beim natürlichen Tode der Zelle zurückbleiben; das Protoplasma vermindert sich oder schrumpft schnell zusammen; ein Zeichen, daß diese auslaugende Wirkung das Protoplasma und damit die ganze Zelle tötet. Letztere verliert daher zugleich ihren Turgor, sie fällt mehr oder weniger schlaff zusammen, verliert leicht ihr Wasser und wird trocken, wobei oft der Chemismus an den toten Zellen seine Wirkung äußert, indem der zusammengeschrumpfte Rest des Zellinhaltes, bisweilen auch die Zellmembranen sich bräunen. Diese Einwirkung, die am besten als Auszehrung bezeichnet werden kann, hat für den betroffenen Pflanzenteil eine Entfärbung, ein Gelbwerden, wenn er grün war, oft ein Braunwerden, ein Verwelken, Zusammenschrumpfen und Vertrocknen, oder, bei saftreichen Teilen oder in feuchter Umgebung, faulige Verwesung zur Folge.

3. Der Pilz zerstört das Zellgewebe total, auch die festen Teile der Zellmembranen desselben. Dies geschieht, indem die Pilzfäden in außerordentlicher Menge die Zellhäute in allen Richtungen durchbohren und dadurch zur Auflösung bringen, zugleich auch im Innern der Zellen in Menge sich einkünden, so daß schließlich das üppig entwickelte Pilzgewebe an die Stelle des verschwundenen Gewebes der Nährpflanze tritt. Die Folge ist eine vollständige Zerstörung, ein Zerfall des in dieser Weise ergriffenen Pflanzenteiles.

4. Der Parasit übt auf das von ihm befallene Zellgewebe eine Art Reiz, eine Anregung zu reichlicherer Nahrungszufuhr von den benachbarten Teilen her und zu erhöhter Bildungsthätigkeit aus, er bewirkt eine sogenannte Hypertrophie, d. h. Überernährung, also das Umgekehrte der beiden vorigen Fälle. Die Pflanze leitet nach dem von dem Pilze bewohnten Teile soviel bildungsfähige Stoffe, daß nicht bloß der Parasit dadurch ernährt wird, sondern auch der Pflanzenteil eine für seine Existenz hinreichende, ja oft eine ungewöhnlich reichliche Ernährung erhält. Es tritt gewöhnlich eine vermehrte Zellenbildung ein, der Pflanzenteil vergrößert sich, bisweilen in kolossalen Dimensionen und fast immer in eigentümlichen abnormen Gestalten, und dabei sind die Gewebe solcher Teile oft außerdem noch reichlich mit Stärkekörnchen erfüllt. Mit dieser Vergrößerung des von ihm bewohnten Organes wächst und verbreitet sich auch der Pilz darin. Man nennt alle solche durch einen abnormen Wachstumsprozeß entstehende lokale Neubildungen an einem Pflanzenteile oder Umwandlungen eines solchen, in welchem der dies verursachende Parasit lebt, Gallen oder Cecidien, und wir nennen daher die hier zu besprechenden Gallen mit Beziehung auf ihre Ursache Mycocecidien (Pilzgallen). Die Wachstumsänderungen, welche diese Art von Parasiten hervorbringt, sind so mannigfaltiger Art, daß eben auch der Begriff Galle, speziell Mycocecidium sich in sehr weiten Grenzen hält. Galle ist nicht immer bloß eine scharf abgegrenzte besondere Neubildung an einem Pflanzenteile, sondern oft der in abnormen Gestalten und Dimensionen entwickelte Pflanzenteil selbst. Ja sogar folgende eigentümliche Veränderung, welche manche Schmarogerpilze an ihrer Nährpflanze hervorbringen, ist schwer davon zu trennen. Die ganze Pflanze oder ein vollständiger beblätterter Sproß ist von dem Parasit durchwuchert und wächst zu einem anscheinend gesunden Individuum heran, aber der Sproß sieht ganz fremdartig aus, er legt seine gewöhnlichen habituellen Eigenschaften ab und nimmt dafür neue Merkmale an, die sich besonders in einer andern Blattbildung ausprechen, so daß man ihn für eine ganz andre Pflanze halten könnte, bleibt auch gewöhnlich steril (z. B. die von *Aecidium Euphorbiae* befallenen Sprosse, die durch *Aecidium elatinum* hervorgerufenen Herenbesen der Tanne). Für die Nährpflanze haben die Mycocecidien jedenfalls die Bedeutung eines Verlustes an wertvollen Nährstoffen, denn die Galle steht ganz im Dienste des Parasiten; endlich wird sie von diesem ausgezehrt und stirbt ab oder ihr Gewebe wird nach der unter 3 genannten Art vom Pilze wirklich zerstört, sobald dieser darin das Ende seiner Entwicklung erreicht. Sind aber durch die Gallenbildung Pflanzenteile ihrer normalen Funktion entzogen, so wird auch dadurch die Pflanze geschädigt; wenn

also z. B. Blüten oder Früchte zu Mycocecidien degenerieren, so muß Unfruchtbarkeit die Folge sein.

Gegenmittel
gegen parasitische
Pilze.

Die Mittel zur Bekämpfung der pilzparasitären Krankheiten richten sich in jedem Falle nach der Besonderheit der Lebensweise des Schmaröbers und den Kulturumständen der zu schützenden Pflanze und sind daher erst bei jeder einzelnen Krankheit besonders zu erörtern. Ein Generalmittel gegen die schädlichen Pilze giebt es nicht. Wohl aber werden gewisse chemische Mittel, welche auf die Sporen vieler Pilze tödlich wirken, gegen eine Anzahl von parasitären Krankheiten mit Erfolg gebraucht, freilich je nach den gegebenen Verhältnissen in verschiedener Anwendung, bald als Samenbeize, bald als Bespritzung des Laubes. Diese Mittel sind also im Grunde Desinfektionsmittel; man nennt sie in dieser Anwendung Fungicide, pilzetötende Mittel. Da es aber Substanzen sind, welche für alles Pflanzliche Gifte sind, so hat ihre Anwendung mit Vorsicht und nicht ohne vorherige Prüfung ihrer Wirkung auf die Kulturpflanze zu geschehen. Darum sind denn auch manche empfohlenen Fungicide nicht oder doch nicht für alle Fälle brauchbar. Die wirklich empfehlenswerten stellen wir hier in ihren Rezepten zusammen, um, wenn im folgenden von ihnen die Rede ist, hierher verweisen zu können.

1. Kupfervitriol, wovon eine $\frac{1}{2}$ bis 2 prozentige Lösung in Wasser, besonders als Samenbeize Verwendung findet, zur Laubbespritzung aber wegen seiner schwachen Haftfähigkeit und ägenden Wirkung nicht brauchbar ist. Daß Kupfervitriol-Lösung in der That Pilzsporen leicht tötet, ist schon konstatiert. Schon Kühn¹⁾ fand, daß dadurch Brandpilzsporen in kurzer Zeit getötet werden, und neuerdings hat Wütherig²⁾ durch besondere Versuche mit einer Mehrzahl parasitischer Pilze nachgewiesen, daß ihre Sporen schon in schwach konzentrierten Lösungen von Kupfersulfat absterben. Indessen darf daraus noch nicht auf eine allgemeine Wirkung dieses Mittels auf alle Pilzsporen geschlossen werden. Namentlich solche, die sich schwer mit Flüssigkeit benetzen lassen, dürften nicht sicher getötet werden.

2. Kupfervitriol-Kalk-Brühe, sogenannte Bordelaiser Brühe oder Bordeaux-Mischung (Bouillie bordelaise), besteht aus einer 2 bis 4 prozentigen Lösung von Kupfervitriol in Wasser, also 2 oder 4 kg Vitriol auf 100 l Wasser. Dazu kommt, um das Kupfervitriol zu neutralisieren, also ihm seine ägende Wirkung zu nehmen, pro 1 kg Vitriol 225 g gebrannter Kalk, der vorher in Wasser

¹⁾ Botanische Zeitung 1873, pag. 502.

²⁾ Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten.

gelöscht und zu einem Brei gerührt wird. Es ist aber vorteilhaft, mehr Kalk, also etwa auch 1 kg zu nehmen, weil dann die Brühe besser auf den Blättern haftet. Man hat jetzt im Handel auch ein Kupferkalk-Pulver, welches beide Bestandteile pulverisiert schon in der richtigen Mischung enthält, um nur mit Wasser zu einer Brühe angerührt zu werden. In solcher Brühe ist kein Kupfervitriol mehr vorhanden, sondern unlösliches blaues Kupferhydroxyd. Das Aufspritzen auf die Pflanzen geschieht mittelst besonderer Spritzen, welche unter dem Namen Peronospora-Spritzen in verschiedenen Konstruktionen im Handel gehen. Dieselben sind von einem Arbeiter auf dem Rücken getragen zu handhaben. Auch größere, auf Wagen fahrbare Spritzen hat man im großen beim Kartoffelbau neuerdings angewendet. Nun waren aber bisher genauere Untersuchungen darüber, ob denn auch dieses Mittel, in welchem ja eine giftig wirkende lösliche Kupferverbindung gar nicht mehr vorhanden ist (vergl. I. S. 322), auch eine wirklich pilztötende Wirkung ausübt, noch gar nicht angestellt; denn bis jetzt ist eigentlich nur das Kupfervitriol in dieser Beziehung geprüft worden. Nun habe ich aber neuerdings gefunden, daß eine 2 proz. Bordelaiser Brühe für die Sporen verschiedener Peronosporaceen und von *Phoma Betae* bei ca. 24 stündiger Einwirkung in der That tödlich ist¹⁾. Man vergl. auch I. S. 322.

3. Kupfervitriol-Soda-Mischung, bestehend aus 2 kg Vitriol und 1150 g oder auch 2 kg Soda auf 100 l Wasser, steht jedoch wegen geringerer Haftbarkeit des Ueberzuges auf den Blättern der Bordelaiser Brühe an Wert nach.

4. Ammoniakalische Kupferlösung, *Eau céleste* oder *Azurin*. Gelöst wird 1 kg Kupfervitriol in 4 l Wasser, dazu wird unter Umrühren 1,5 l käufliches Ammoniak (in Stärke von 0,925) gesetzt. Die dunkelblaue Flüssigkeit wird auf 200 l verdünnt. Das Mittel soll ein festeres Anhaften des Kupferoxydhydrates in kolloidaler Form auf den Blättern bewirken, ist aber wegen seiner ägenden Eigenschaften für die Pflanzen gefährlich.

5. Kupfervitriolspeckstein, *Sulfostéatite cuprique*, ein pulverförmig anzuwendendes, mittelst Blasbalges auf die Pflanzen zu verstäubendes Mittel, in welchem Kupfervitriol nur mechanisch durch Gips oder Talc verdünnt ist. Hier behält daher das Kupfervitriol seine ägenden Eigenschaften, an empfindlichen Pflanzen könnten daher

¹⁾ Frank und Krüger, Arbeiten der deutschen Landwirthschafts-Gesellsch. Heft 2, 1894, pag. 32.

Vergiftungserscheinungen nicht ausgeschlossen sein. Das Mittel ist zwar, besonders bei Wind, schwerer auf die Pflanzen zu bringen und haftet auch viel weniger fest, während es allerdings die leichte Transportfähigkeit vor den flüssigen Mitteln voraus hat und sich da empfehlen wird, wo größere Wassermengen schwer hinzutransportieren sind.

6. Schwefel, d. h. sogenannte Schwefelblumen, ein fein staubartiges Mittel, welches mittelst Blasebalges oder Puderquaste auf den Blättern aufgestäubt wird. Die Art der Wirkung dieses Mittels ist ebenfalls noch nicht genügend aufgeklärt. Die Vermutung, daß die fungicide Wirkung auf der Bildung kleiner Mengen von schwefliger Säure beruhe, steht nicht recht im Einklange mit der Unschädlichkeit des Schwefels für die Blätter, die doch auch gegen jene Säure äußerst empfindlich sind (I. S. 313). Vielleicht ist die Wirkung eine rein mechanische, da man z. B. auch Weinblätter, die von Straßenstaub ganz bedeckt waren, in derselben Weise wie die geschwefelten von dem Mehltaupilze der Trauben verschont bleiben sah.

7. Eine 1 prozentige Karbolsäure-Lösung in Wasser, ein wegen starker Giftigkeit mit Vorsicht anzuwendendes und jedenfalls nur als Samenbeize brauchbares Mittel.

8. Salicylsäure wird von J. H. Schröder¹⁾ als Pilzgegenmittel sowohl zum Besprühen der Pflanzen als auch als Saatgutbeize in verdünnter wässriger Lösung empfohlen. Ob genauere Erfahrungen über die Brauchbarkeit vorliegen, ist mir nicht bekannt geworden.

1. Kapitel.

Monadinen.

Monadinen.

Diese auf der Grenze des Pflanzen- und Tierreichs stehenden Organismen weichen von den Pflanzen und insbesondere von den echten Pilzen sehr wesentlich darin ab, daß sie im vegetierenden Zustande überhaupt nicht aus Zellen bestehen, also auch keine Hyphen wie die echten Pilze bilden, sondern eine nackte Protoplasma-*masse*, ein sogenanntes *Plasmodium*, darstellen. Dieses verwandelt sich behufs Fructifikation in eine Zoocyste, d. h. es zerfällt in eine Mehrzahl von Fortpflanzungszellen, die entweder die Form von Zoosporen also mittelst einer Cilie beweglicher Zellen, oder diejenige von Amöben annehmen, d. h. von nackten, durch kriechende Bewegungen unter Gestaltveränderungen sich fortbewegenden Protoplasma-*gebilden* besitzen. Durch Vereinigung und Verschmelzung einer Mehrzahl von Zoosporen oder

¹⁾ „Hannoversche Post“ 1883, Nr. 1189.

Amöben entstehen neue Plasmodien. Außerdem werden auch Sporocyten gebildet, welche in ruhende Dauer sporen zerfallen¹⁾

1. Familie Vampyrelleae.

Die Zoocyten erzeugen keine Zoosporen, sondern Amöben. Parasiten in Algenzellen. Vampyrelleae
in Algen.

I. Vampyrella Cienk.

Außer den Zoocyten kommen auch Dauer sporen vor, welche in besonderen Sporocyten entstehen. Die Amöben besitzen nur je einen Kern.

Zahlreiche Arten in den Zellen verschiedener Algen, welche dadurch mehr oder weniger geschädigt oder getötet werden nämlich in Spirogyren, Desmidiaceen, Conserveen, Diatomaceen, Euglenen.

II. Leptophrys Hertw. et Less.

Wie vorige Gattung, aber die Amöben mit mehreren Kernen.

Leptophrys vorax Zopf, in Desmidiaceen, Diatomaceen und einigen Chlorophyceen.

III. Vampyrellidium Zopf.

Außer den Zoocyten kommen auch Dauer sporen vor, welche aber nicht in besonderen Sporocyten, sondern direkt aus dem Plasmodium entstehen.

Vampyrellidium vagans Zopf, in verschiedenen Phycodromaceen.

IV. Spirophora Zopf.

Von voriger Gattung durch die spiralig gekrümmten Pseudopodien der Amöben unterschieden.

Spirophora radiosa Zopf, in verschiedenen Phycodromaceen.

2. Familie Monocystaceae.

Es sind nur Sporocyten vorhanden. Parasiten in Algenzellen. Monocystaceae
in Algen.

I. Enteromyxa Cienk.

Das Plasmodium ist wurmförmig und mehr oder weniger netzförmig verzweigt, mit fingerförmigen Pseudopodien.

Enteromyxa paludosa Cienk, in Oscillariaceen und Diatomaceen.

II. Myxastrum Hückel.

Mit strahlig sternförmigem Plasmodium.

Myxastrum radians Hückel, in Diatomaceen und Peridineen.

3. Familie Pseudosporeae.

Die Zoocyten erzeugen Zoosporen. Dauer sporen werden in besonderen Sporocyten erzeugt. Parasiten hauptsächlich in Algenzellen. Pseudosporeae
in verschiedenen
Algen.

¹⁾ Vergl. hauptsächlich Zopf, Pilztier in Schenk, Handbuch d. Botanik. Breslau 1885.

I. *Protomonas* *Häckel*.

Ein aus der Verschmelzung von Zoosporen entstandenes Plasmodium ist vorhanden.

Mehrere Arten in Zellen verschiedener Süßwasseralgen, Diatomaceen und Zygnemaceen.

II. *Colpodella* *Cienk*.

Der Plasmodiumzustand und Amöbenzustand fehlt. Die Sporocysten mit einfacher Membran.

Colpodella pugnax *Cienk* in *Chlamidomonas Pulviculus*.

III. *Pseudospora* *Cienk*.

Der Plasmodiumzustand ist unbekannt, nur der Amöbenzustand ist vorhanden. Die Sporocysten mit einfacher Membran.

Mehrere Arten in Zygnemaceen, Odogonieen, Diatomaceen und in Moosvorkeimen.

IV. *Diplophysalis* *Zopf*.

Wie vorige Gattung, aber die Sporocysten mit doppelter Membran.

Mehrere Arten in Characeen und in Volvox.

4. Familie *Gymnococcaceae*.

Gymnococcaceae
in Algen.

Es werden Zoosporen erzeugt. Dauersporen werden nicht in besonderen Sporocysten, sondern direkt aus den Amöben und zwar einzeln, nicht in einem Sorus beisammen gebildet. Parasiten in Algenzellen.

I. *Gymnococcus* *Zopf*.

Die Zoosporen entstehen in besonderen Zoocysten.

Mehrere Arten auf Diatomaceen, *Cladophora*, *Cylindropermum*.

II. *Aphelidium* *Zopf*.

Die Zoosporen entstehen nicht in Zoocysten, sondern indem die Amöben sich in einen Sorus von Zoosporen verwandeln.

Aphelidium deformans *Zopf*, in *Coleochaete*-Arten.

III. *Pseudosporidium* *Zopf*.

Zoocysten sind unbekannt, die Amöben bilden aber Mikrocyten, die bei den vorigen Gattungen fehlen.

Pseudosporidium Brassianum *Zopf*, in verschiedenen kultivierten Algen.

5. Familie *Plasmodiophoreae*.

Plasmodiophoreae
in
Phanerogamen.

Es ist ein deutliches Plasmodium vorhanden, welches zuletzt direkt in einen Sorus von Dauersporen sich verwandelt. Die Dauersporen keimen mit Zoosporen. Parasiten in Zellen von Phanerogamen.

I. *Plasmodiophora* *Woron*.

Das Plasmodium ist von unbestimmter Gestalt und lebt im Protoplasma phanerogamer Nährzellen, in denen es sich zuletzt in einen Haufen zahlreicher kugelförmiger Dauersporen verwandelt.

Plasmodiophora Brassicae *Woron*, der Urheber einer Krankheit der Kohlgewächse, welche bei uns als die Hernie oder der Kropf der Kohlpflanzen bezeichnet wird, in England und Amerika Clubbing, Club-Hernie der Kohl-Root, Hanbury oder Fingers and toes, in Belgien *Maladie digitoire* und Vin-gerziekte, in Rußland *Kapoustnaja Kila* genannt wird. Die erste genaue Beschreibung der Krankheit hat *Woronin*¹⁾ gegeben, dem wir auch die Entdeckung des dabei auftretenden Parasiten verdanken. Die kranken Pflanzen zeigen an den Wurzeln meist sehr zahlreiche Anschwellungen von sehr mannigfaltiger Gestalt; bald sind es annähernd runde, an den Hauptwurzeln sitzende, bis zu Faustgröße vorkommende, nicht selten zu mehreren gehäufte Geschwülste; bald sind es Anschwellungen der Seitenwurzeln, wobei diese, während sie im normalen Zustande fadenförmig sind, bis zu Fingerdicke anschwellen oder auch aus vielen perlenartig gehäuften, mehr rundlichen Anschwellungen bestehen. Diese Hernie-Geschwülste sind wie die gesunden Wurzeln von weißer Farbe und von derber, fester Beschaffenheit; aber mit zunehmendem Alter werden sie mürbe, dunkler und faulig und verwandeln sich in eine übelriechende, breiige Masse. Während so ein Teil der Wurzel verdirbt, entwickelt der noch gesund gebliebene Teil neue, gesunde Wurzeln, die aber meist auch bald unter Bildung von Anschwellungen erkranken.

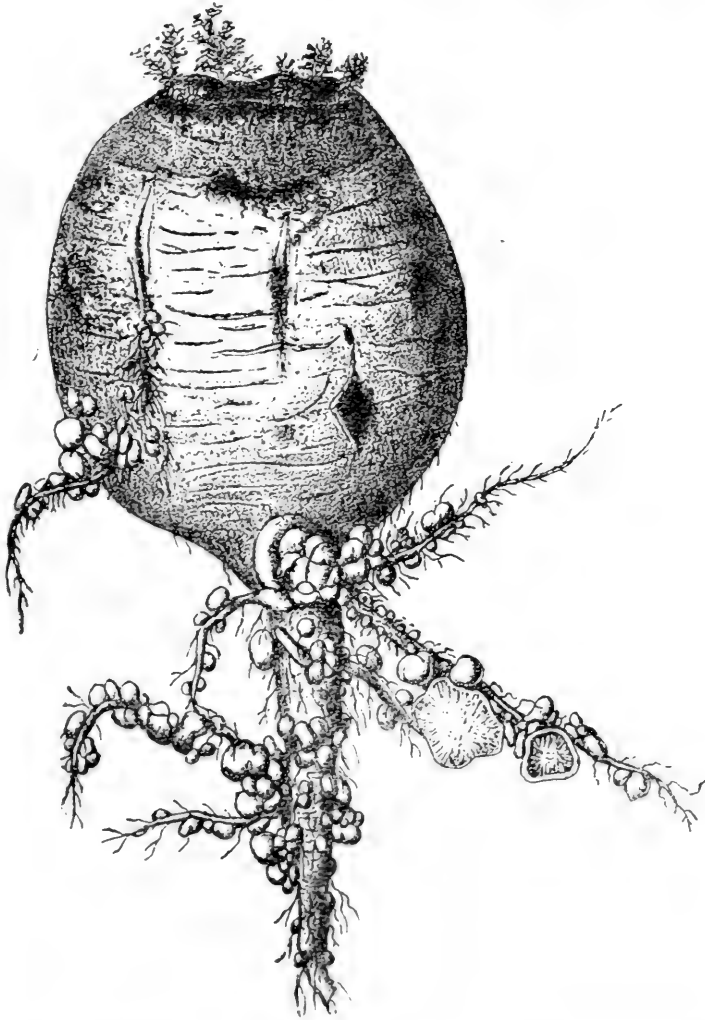


Fig. 1.

Die Kohlhernie (*Plasmodiophora Brassicae*), an den Wurzeln einer Wasserrübe.

auch aus vielen perlenartig gehäuften, mehr rundlichen Anschwellungen bestehen. Diese Hernie-Geschwülste sind wie die gesunden Wurzeln von weißer Farbe und von derber, fester Beschaffenheit; aber mit zunehmendem Alter werden sie mürbe, dunkler und faulig und verwandeln sich in eine übelriechende, breiige Masse. Während so ein Teil der Wurzel verdirbt, entwickelt der noch gesund gebliebene Teil neue, gesunde Wurzeln, die aber meist auch bald unter Bildung von Anschwellungen erkranken.

¹⁾ Pringsheim's Jahrb. f. wissensch. Bot. XI. 1878, pag. 548.

Noch ehe aber die Krankheit dieses Ende nimmt, macht sie sich an dem oberirdischen Teil der Pflanze sehr bemerkbar. Die Anschwellungen der Wurzeln entziehen den übrigen Teilen der Pflanzen die Nahrung. Eine herniöse Pflanze bildet keinen Kohlkopf, keine großen Blätter, beziehentlich auch keinen normalen Rübenkörper; man sieht also zwischen den gesunden kräftigen Kohlpflanzen mehr oder weniger viele Stümmelringe stehen, welche zurückbleiben, gewöhnlich auch bei intensiverem Sonnenschein leicht welken und endlich ganz ausgehen. Der Ernteaussfall kann ein sehr bedeutender sein. Beim Ausziehen der kranken Pflanzen überzeugt man sich, daß die Ursache ihres Zurückbleibens die Hernie-Erkrankung ihrer Wurzeln ist. Schon junge Pflanzen, bald nach der Keimung, können befallen werden, und gehen dann schon zeitig zu Grunde. Aber auch in jedem späteren Lebensstadium kann Infektion eintreten, und selbst an erwachsenen, gut entwickelten Pflanzen kann spät erst eine, dann natürlich für die Produktion nicht mehr sehr nachteilige Erkrankung einzelner Wurzeln eintreten.

Schon an den jüngsten Krankheitsstadien einer herniös anzuschwellen beginnenden Wurzel machen sich auf dem Querschnitte einzelne Zellen des

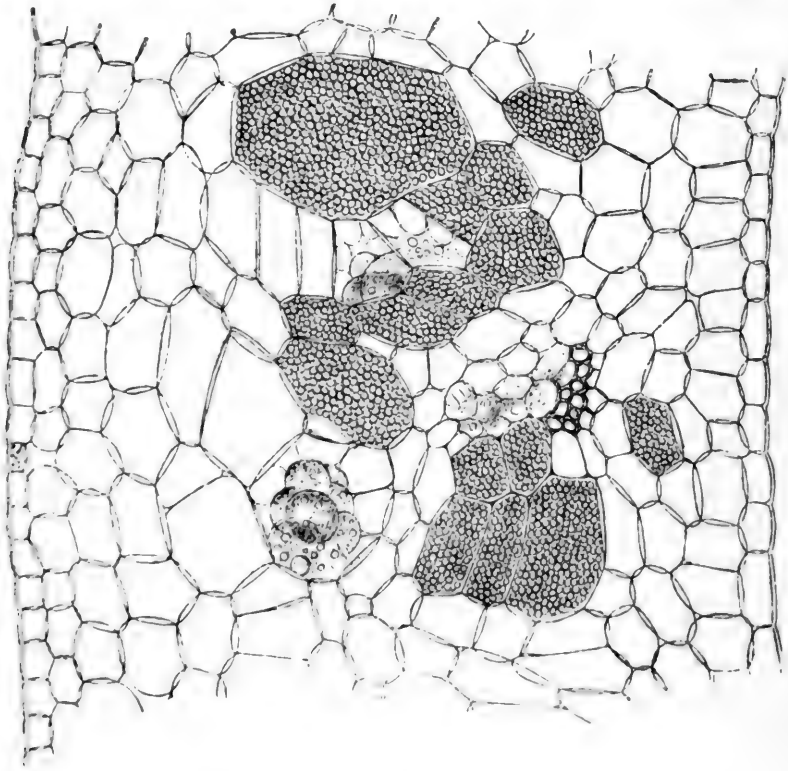


Fig. 2.

Stück eines Durchchnittes durch das Gewebe einer herniekranken Pflanze; die Plasmodiophora steckt in den vergrößerten Zellen und erscheint in allen ihren Entwicklungsstufen vom Plasmodium bis zu einem Haufen tuglicher Dauer sporen; 90fach vergrößert. Nach Woronin.

Rindenparenchymis dadurch bemerkbar, daß sie etwas größer als ihre Nachbarzellen und mit einer undurchsichtigen, feinkörnigen, protoplasma-ähnlichen Substanz erfüllt sind. Die letztere ist das in die Zelle einge-

wanderte Plasmodium unfres Pilzes. Es stellt eine zähe Schleimsubstanz dar, deren Erübung durch zahlreiche sehr kleine Körnchen und N-
tröpfchen bedingt ist, und welche ein schaumiges Aussehen zeigt, weil sie
gewöhnlich mehrere Vacuolen enthält. Wegen dieser Beschaffenheit ist es
dem gewöhnlichen Protoplasma der Nährzelle sehr ähnlich und besonders an-
fangs oft kaum davon zu unterscheiden; mit zunehmender Ernährung und
Verdichtung wird es auffallender. Es kann auch langsam von Zelle zu
Zelle wandern, wahrscheinlich indem es durch die Tüpfel der Zellhaut
friedht. Die Anwesenheit des Parasiten in den Zellen bringt nicht nur auf
diese einen Reiz zu stärkerem Wachstum, sondern auch auf die Nachbarzellen
einen solchen zu stärkerer Vermehrung hervor, woraus dann die starken
Hypertrophien der Wurzeln resultieren. In dem Maße als die Geschwülste
an Größe zunehmen, nimmt auch die Zahl der vergrößerten, mit Plasmodien
erfüllten Zellen in dem parenchymatischen Gewebe derselben zu. Anfangs
findet man in diesen Zellen nur die Plasmodien von der beschriebenen Be-
schaffenheit; später sieht man immer mehr dieser Zellen mit zahlreichen,
sehr kleinen, ebenfalls farblosen, kugelförmigen Körperchen dicht erfüllt. Es
sind die fertigen Sporen der Plasmodiophora, in welche das Plasmodium
zerfallen ist. Zu geeigneter Zeit kann man auch den Zerfall der Plasmodien
in die Sporen an den verschiedenen Zwischenstadien beobachten, welche
Woronin genau verfolgt hat. In dem Zustande, wo die Hernie-
Anschwellungen faulig werden, ist gewöhnlich auch die Sporenbildung be-
endet, und infolge der Auflösung des Zellgewebes werden die in den Zellen
befindlichen Sporenmassen frei und gelangen mit den Zerkleinerungsprodukten
in den Erdboden. Dieselben sind 0,0016 mm groß, kugelförmig, haben eine
völlig glatte, farblose Membran und feinkörnigen, farblosen Inhalt.

Nach Woronin sollen diese Sporen keimen, indem der Protoplasma-
Inhalt durch die Sporenhaut hervorbricht als ein nackter Schwärmer von
der Form einer Myrmöbe: ein ungefähr spindelförmiger Körper mit einem
schnabelartigen, eine bewegliche Wimper tragenden Vorderende, der aber
auch unter Gestaltenwechsel und unter Ausstrecken und Einziehen faden-
förmiger Fortsätze kriechend sich fortbewegen kann. Mir ist es trotz wieder-
holter Versuche nie gelungen, die Sporen dieses Pilzes zur Keimung zu
bringen. Auch ist das Eindringen dieses Parasiten in die Kohlwurzeln
noch nicht direkt beobachtet worden, auch von Woronin nicht, der nur
an Keimpflänzchen, welche in Wasser kultiviert wurden, welches mit hernie-
franken Wurzelstücken vermengt worden war, allerdings keine Wurzel-
anschwellungen entstehen sah, aber in Wurzelhaaren und Epidermiszellen
der Wurzeln plasmodienartige Gebilde fand, in denen er diejenigen der
Plasmodiophora vermutet. Die einzige Beobachtung Woronin's, welche
für eine Infektion durch die Sporen spricht, besteht darin, daß Kohlsamen
in Mistbeeterde gesät wurden, zu welcher vorher reichlich herniefranke
Wurzelstücke gemengt worden waren und welche mit Wasser begossen wurde,
welches eben solche Stücke enthielt, und daß dann die darin gewachsenen
jungen Pflänzchen kleine Anschwellungen der Wurzeln bekamen.

Die Krankheit kommt in allen Ländern Europas und Amerikas, wo
Arten der Gattung Brassica gebaut werden, vor, und zwar sowohl an
allen Varietäten von Brassica oleracea, wie Kopfkohl, Blattkohl, Blumen-
kohl, Kohlrabi, als auch an den rübenbildenden Varietäten von Brassica
Napus und B. Rapa. Auch geht sie auf andre Pflanzen der Cruciferen

über; insbesondere ist sie am *Levkoje* und an *Iberis umbellata* beobachtet worden. Auch an jungen *Nadieschen* ist in Amerika die *Plasmodiophora* gefunden worden¹⁾. Nach *Woronin* machte der Pilz am Kohl in den Gemüsegärten in der Umgebung von Petersburg bedeutenden Schaden. *Kostrup*²⁾ berichtet über ein verheerendes Auftreten in Zütland. In den achtziger Jahren hat sich die Krankheit auch um Berlin viel gezeigt; ich beobachtete sie namentlich recht stark in den auf den Mieselwiesen angelegten Kohlkulturen, wo sie vermutlich durch den hier beliebten intensiven Betrieb, bei welchem mehrere Jahre hintereinander Kohl gebaut wird, besonders befördert worden sein mag.

Unter den Vorbeugungsmitteln gegen die Krankheit dürfte ein richtiger Fruchtwechsel obenan stehen. Denn wenn Kohl bald wieder nach Kohl folgt, so ist zu erwarten, daß die von der vorhergehenden Kultur zurückgebliebenen Keime des Parasiten sogleich wieder die geeignete Nährpflanze finden, während bei längerem Aussetzen des Kohlbaues die etwa vorhandenen Sporen ihre Keimfähigkeit verlieren dürften, da sie andre Pflanzen als Cruciferen nicht befallen können. Beim Auspflanzen der jungen Pflänzchen auf das Gemüseland ist darauf zu achten, daß unter diesen nicht etwa welche mit Anschwellungen sich befinden, da auch in den Mistbeeten, in welchen die Pflänzchen meist herangezogen werden, bisweilen Hernie auftritt. *Brunchorst*³⁾ erhielt nach Desinfektion der Mistbeeterde mit Schwefelkohlenstoff nur 2 Prozent, in nicht desinfizierter Erde 8 Prozent herniefranker Pflanzen. Selbstverständlich ist es empfehlenswert auf Ackern, wo die Krankheit aufgetreten ist, die kranken Pflanzen und Kohlstücker auszu ziehen und zu verbrennen; indes kann das auch bei großer Sorgfalt doch nicht so geschehen, daß die in der Erde schon gesauten Wurzeln ihre Sporen nicht darin zurückließen. Ein solcher Boden muß für infiziert gelten und es wäre dann wenigstens ein tiefes Rajolen angezeigt, wenn solches Land bald wieder Kohl tragen soll.

II. *Tetramyxa Göbel.*

Tetramyxa in
phanerogamen
Wasserpflanzen.

Das Plasmodium lebt ebenfalls in phanerogamen Nährzellen und verwandelt sich zuletzt in ein von einer gemeinsamen Membran umgebenes Häufchen von je 4 Sporen, welche Zoosporen erzeugen.

*Tetramyxa parasitica Göbel*⁴⁾, in verschiedenen Wasserpflanzen, besonders in *Ruppia rostellata*, welche in knollenförmigen Anschwellungen den Parasiten enthält.

4. Organismen, deren Stellung bei den Monadien noch zweifelhaft ist.

Spongospora
Solani.

1. *Spongospora Solani Brunch.* Bei einer in Norwegen sehr verbreiteten Art Schorf oder Grind der Kartoffelknollen soll nach *Brunchorst*⁵⁾ ein mit vorstehendem Namen belegter Organismus die Ur-

¹⁾ Halsted, Garden and Forest 1890, pag. 541.

²⁾ Meddelelser fra Botanisk Forening, Kopenhagen 1885, pag. 149.

³⁾ Bergen's Museums Aarsberetning 1886. Bergen 1887, pag. 327.

⁴⁾ Alora 1884, Nr. 23. Vergl. auch Züst, Botan. Jahresber. für 1887, pag. 534.

⁵⁾ Bergen's Museum Aarsberetning 1886. Bergen 1887, pag. 217.

sache sein. Die kranken Stellen sind anfangs glatte, knotenartige Erhöhungen, die von normalem Kork überzogen sind. Das Gewebe dieser Warzen sticht von dem gelblichweißen der frischen Knollen durch mehr weißliche Farbe ab; seine Zellen sind stärkefrei oder stärkearm, enthalten aber Protoplasmanmassen die sich später zu einem Ballen abrunden, der eine schwammähnliche Struktur hat. Das Netz- und Balkenwerk dieser Masse erweist sich später zusammengesetzt aus polyedrischen, etwa 0,0035 mm großen Zellen, welche für Sporen gehalten werden, während die ballenartigen Protoplasmakörper für das Plasmodium eines Myxomyceten angesehen werden. Keimung der vermeintlichen Sporen gelang nicht. Am stärksten soll der Parasit dort aufgetreten sein, wo seit vielen Jahren keine Kartoffeln gebaut worden waren. Mit Unrecht identifiziert Bruchhorst die Krankheit mit dem gewöhnlichen Kartoffelschorf (I. pag. 104 und unten 25), bei welchem die hier erwähnten Symptome nicht zutreffen.

2. *Tylogonus Agavae Miliar*. In eigentümlichen polsterförmigen Erhöhungen des Blattes von Agave wurden von Miliarafis¹⁾ unter der Epidermis im Palsiadengewebe wurm- oder strangförmige, weiße, von einer Gallenhülle umgebene Fäden gefunden, die für das Plasmodium eines mit obigem Namen bezeichneten Pilzes gehalten werden; doch ist nichts Näheres über die Entwicklung ermittelt.

*Tylogonus
Agavae.*

Zweites Kapitel.

Spaltpilze oder Bakterien.

Die Spaltpilze sind die kleinsten, einzelligen Organismen, welche durch Spaltung, d. h. durch Teilung der Zelle in zwei gleichgestaltete Tochterzellen sich unbegrenzt vermehren, daher meist in Menge beisammen in den Substanzen vorkommen, in denen sie leben und aus denen sie ihre Nahrung ziehen. Man unterscheidet nach den Gestaltsverhältnissen eine Anzahl Formen. Die Körnerform mit dem Namen *Micrococcus*, wenn die Zellen nahezu kugelförmig sind, ferner die Kurzstäbchen, *Bacterium*, wenn die Zellen mehr länglich sind, die Langstäbchen oder *Bacillus*, die Spindelstäbchen oder *Clostridium* und die schraubenähnlichen Formen *Vibrio*, *Spirillum* und *Spirochaete*. Indessen haben diese Formen nicht den Wert von Gattungen, da es bekannt ist, daß ein und derselbe Spaltpilz je nach den Ernährungsverhältnissen in verschiedenen dieser Formen auftreten kann. Die letzteren treten auch teils in ruhenden, teils in beweglichen Zuständen auf. Von manchen Spaltpilzen ist auch eine Sporenbildung bekannt: es entstehen endogen in der Spaltpilzzelle eine oder zwei runde oder ovale, gewöhnlich stark lichtbrechende Zellen, welche durch Absterben der Mutterzelle frei werden und dann zu neuen Spaltpilzen austreiben können. Diese Sporen sind gewöhnlich

Formen der
Spaltpilze.

¹⁾ Miliarafis, *Tylogonus Agavae*. Athen 1888.

Dauersporen, d. h. sie machen eine Ruheperiode durch, in welcher sie völlige Austrocknung und oft auch hohe Temperaturgrade ohne Schaden ertragen können.

Wirkungen der
Bakterien über-
haupt.

Die Bakterien sind wegen der verschiedenartigen Zersetzung, die sie in der Natur veranlassen, von hervorragender Bedeutung. Die meisten sind echte Fäulnisbewohner, von denen viele die eigentlichen Fäulnisercheinungen organischer Substanzen, andre mannigfaltige Gärungen hervorrufen. Es giebt aber auch pathogene Bakterien, welche lebende Körper befallen und dadurch Krankheiten an diesen erzeugen. Für den menschlichen und thierischen Körper sind gerade die Bakterien die allerwichtigsten Krankheitserzeuger, indem hier vielleicht bei allen ansteckenden Krankheiten bestimmte Bakterienarten die Krankheitsursache und die Träger der Ansteckung sind.

Wirkungen der
Bakterien auf
die Pflanzen.

Dagegen nehmen im Pflanzenreiche unter den durch Pilze veranlaßten Krankheiten die Bakterien eine sehr untergeordnete Stelle ein. Die auffallendste Bakterienwirkung auf die Pflanze ist sogar nicht von pathologischem Charakter, sondern eine vorteilhafte Symbiose, nämlich die in den Wurzelknöllchen der Leguminosen (I. S. 297). Wo man vielleicht berechtigt ist, bei Pflanzenkrankheiten von Bakterien als Krankheitserregern zu reden, da ist es bei einer Anzahl von Fäulnisercheinungen gewisser unterirdischer Pflanzenteile. Sorauer schlägt vor, unter der hypothetischen Annahme, daß diese Krankheiten durch Bakterien veranlaßt werden, dieselben mit dem allgemeinen Namen *Ros* oder *Bakteriose* zu bezeichnen. In Wahrheit handelt es sich aber hier meistens um ganz gewöhnliche Fäulnisercheinungen, welche das regelmäßige Endstadium anderer Krankheiten darstellen, bei denen nachweislich echte höhere Pilze oder auch andre äußere Faktoren die wirklichen primären Krankheitserreger sind, und nur in den infolge der Krankheit abgestorbenen Geweben fäulnisbewohnende Bakterien sekundär sich einfänden und durch die Fäulnis, die sie erregen, das Fortschreiten der Verderbnis des erkrankten Pflanzenteiles kräftig beschleunigen, nicht selten auch mit andern fäulnisbewohnenden Pilzen, insbesondere Schimmelpilzen im Bunde. Da es nun aber in einzelnen Fällen gelungen ist, durch Impfung gesunder Pflanzenteile mit von roßranken Pflanzen entnommenen Bakterien ähnliche Fäulnisercheinungen hervorzurufen, so will eine Anzahl von Pathologen diese Bakterien auch als primäre Krankheitserreger aufgefaßt wissen. Auch sind einige Fälle von Hypertrophien, also von wirklichen Gallenbildungen bekannt geworden, bei denen Bakterien die Veranlassung sein sollen. Wir registrieren im folgenden alles, was von einschlägigen Thatfachen bekannt geworden ist. Es wird daraus ersichtlich, daß ein befriedigender Beweis für die Annahme pathogener Bak-

terien noch nicht geliefert worden ist, und daß man vielfach bei Krankheiten, die durch eine andre Ursache veranlaßt sein mögen oder deren Ursache nicht leicht aufzuklären war oder die wohl auch von den betreffenden Beobachtern zu ungenügend untersucht worden sind, sich mit der Annahme von Bakterien als Ursache zu helfen gesucht hat.

1. Die Naßfäule der Kartoffelknollen ist häufig das Endstadium der durch *Phytophthora infestans* verursachten Kartoffelkrankheit; alles, was sich auf diese letztere bezieht, ist an der von dieser handelnden Stelle dieses Buches (vergl. Peronosporaceen) zu finden. Wenn die erkrankten Knollen in feuchtem Erdboden sich befinden oder auch wenn die Aufbewahrungsräume der Knollen im Winter feucht sind, so gehen die Knollen häufig in einen faulen Zustand über, den man mit obigem Namen bezeichnet, wobei sich das Fleisch des Knollens in eine jauchige, übelriechende Masse verwandelt. Es geschieht dies unter Einwirkung von Bakterien, welche massenhaft in dem flüssigen Brei enthalten sind. Die Wirkung dieser Bakterien besteht in einer Auflösung der Interzellularsubstanz und danach auch der Zellhäute des Kartoffelgewebes, während die Stärkekörner ziemlich unverändert bleiben und daher in der Sauche reichlich vorhanden sind. Die Bakterienform stimmt überein mit derjenigen, welche auch in vielen andern stärke-mehlhaltigen Pflanzenteilen beim Faulen derselben unter Wasser auftritt und mit dem Butter säurepilz, *Clostridium butyricum* Prazm. (*Amylobacter Clostridium Tréc.*, *Bacterium Navicula Reinke*) identisch ist, der ja überhaupt allverbreitet in der Natur ist. Dieser Spaltpilz hat die Form von Langstäbchen, welche meist lebhafteste Bewegung zeigen, allmählich aber mehr in die Spindelform übergehen, in welcher die Zelle im Innern an einem oder an beiden Enden eine glänzende Kugel, die Spore, bildet. In einem gewissen Entwicklungszustand, besonders gegen das Ende der Zersetzung, zeigen diese Spaltpilze eine Erscheinung, die für den Butter säurepilz überhaupt charakteristisch ist, wenn er in stärke-mehlhaltigem Substrate sich entwickelt: seine Zellen färben sich entweder in der ganzen Länge oder nur an bestimmten Stellen mit Zodlösung schwarzblau, während sonst Bakterien nur blaßgelb dadurch gefärbt werden; sie haben also unveränderte Stärkesubstanz gelöst in sich aufgenommen und aufgespeichert. Der bei der Naßfäule der Kartoffelknollen häufig bemerkbare Butter säuregeruch rührt von diesem Pilze her. Der letztere ist ein sauerstoffliehender Pilz, daher entwickelt er sich auch innerhalb der Pflanzenteile weiter bei Luftabschluß. Die gebildete Butter säure ist das Gärungsprodukt dieser Bakterienwirkung. In den letzten Stadien der Naßfäule tritt oft der Butter säurepilz mehr zurück, vielleicht wegen der Anhäufung von Butter säure, welche giftig auf ihn wirkt oder wegen reichlicheren Luftzutrittes, welcher dann andre Bakterienformen begünstigt. Auch an der Oberfläche naßfauler Knollen siedeln sich oft andre, sauerstoffbedürftige Bakterien an, besonders häufig das aus sehr kurzen Stäbchen bestehende, oft zu tafelförmigen Kolonien verbundene *Bacterium merismopedioides* Zopf (*Sarcina Solani Reinke*). Es können sogar gewisse Schimmelpilze auf den faulen Knollen sich einfinden, um so eher je trockener die Umgebung ist; und diese Pilze sind es denn auch vorwiegend, welche die sogenannte Trockenfäule der Kartoffelknollen begleiten, bei welcher im Gegenteil die Spaltpilze ganz zurücktreten; auch diese ist unten bei der Kartoffelkrankheit erwähnt.

Naßfäule der
Kartoffeln.

Obwohl es nun am nächstliegenden wäre, das *Clostridium butyricum* auch hier wie bei seinem sonstigen Vorkommen in der Natur als einen Saprophyten zu betrachten, welcher seine Entwicklungsbedingungen nur in einem Pflanzenteile findet, der schon durch einen andern Krankheitserreger getötet worden ist, haben einige Botaniker, besonders Reinke¹⁾ und Sorauer²⁾, ihn für eine primäre Krankheitsursache erklärt und wollen die Fäule der Kartoffelknollen als eine spezifische Krankheit aufgefaßt wissen, welche durch den genannten Spaltpilz charakterisiert sei, ebenso wie die eigentliche Kartoffelkrankheit durch den Pilz *Phytophthora infestans* charakterisiert ist. Die Genannten berufen sich, um dies zu begründen, auf die vermeintlich gelungene Erzeugung der Naßfäule durch künstliche Infektion gesunder Knollen mit den Bakterien des *Clostridium*. Es hat damit folgende Bewandtnis. Bereits Hallier³⁾ konnte durch Übertragung von Bakterien Schleim auf gesunde Knollen an diesen Fäulnisercheinungen hervorrufen. Besonders aber haben Reinke und Sorauer solche Versuche gemacht. Sie verwundeten gesunde Kartoffelknollen und brachten in die Wundstellen Bakterien naßfauler Knollen und beförderten durch aufgelegtes nasses Fließpapier u. dergl. die Feuchtigkeitsverhältnisse, oder bedeckten die ganze Schnittfläche eines gesunden Knollens mit einer naßfaulen Kartoffel; sie sahen dann die Zersetzung mehr oder weniger rasch auf den gesunden Knollen übergehen. Nun ist aber doch die gemachte Wunde an dem Knollen offenbar als der primäre schädliche Eingriff in den Organismus zu betrachten. Für einen Kartoffelknollen kann jede Wunde der Ausgangspunkt von Fäulnisercheinungen werden, sobald es dem hinter der Wunde gelegenen lebenden Gewebe nicht rechtzeitig gelingt, den schützenden Wundkork (I. S. 61) zu erzeugen. Und gerade die größeren Feuchtigkeitsverhältnisse, welche die Naßfäule begleiten und welche bei jenen Versuchen besonders groß waren, und vielleicht auch die durch die Bakterien erzeugten Gärungsprodukte scheinen das an der Wunde gelegene lebende Zellgewebe schwerer zur Wundkorkbildung gelangen zu lassen, wodurch eben die gewöhnliche Wundfäule weniger Widerstand findet; in allen naßfaulen Knollen kommt es schwer oder manchmal erst ziemlich spät, nachdem das am wenigsten Widerstand leistende Markgewebe des Knollens schon größtenteils ausgefault ist, zur Bildung einer Korkschicht, durch welche es dem noch übrigen Teile des Knollens gelingt, sich vor dem fortschreitenden Fäulnisprozesse zu schützen. Bei jenen Impfversuchen hat sich auch gezeigt, daß selbst die Wundflächen gegen die Bakterienvegetation Widerstand leisten, wenn sie nur der freien Luft ausgesetzt, also vor zu großer Nässe geschützt waren. Auch der Umstand, daß manchmal am Stielende des Knollens, welches auch eine Wundstelle ist, oder von den Lenticellen, oder von kleinen zufälligen Wundstellen aus, die Fäulnis den Anfang nimmt, deutet darauf hin, daß andere Faktoren die wirklich primären sind, und daß die Fäulnis mit ihren Bakterien erst sekundär nachfolgt. Der gewöhnlichste Bahnbrecher dieser Fäulnisprozesse ist aber, wie schon gesagt, die *Phytophthora infestans* bei der eigentlichen Kartoffelkrankheit, indem diejenigen Stellen der Knollen,

¹⁾ Die Zersetzung der Kartoffel durch Pilze, Berlin 1879.

²⁾ Der Landwirt 1877, Nr. 86. Handbuch der Pflanzenkrankheiten. 2. Aufl. II. 1886, pag. 76, und allgemeine Brauer- und Hopfenzeitung. 1884, Nr. 12.

³⁾ Reform der Pilzforschung 1875, pag. 9.

welche von diesem Pilze angegriffen und getötet sind, eben die gewöhnlichen Ausgangspunkte der Fäule darstellen. Sehr richtig sagt Sorauer selbst, daß man jede gesunde Knolle unfehlbar naßfaul unter Entwicklung des *Clostridium* machen kann, sobald man sie einige Zeit unter Wasser getaucht hält; hier ist eben die primäre Ursache der Verderbnis die, daß man den Knollen dadurch zum Erstickungstode bringt und erst sekundär siedeln sich in dem getöteten Körper die Fäulnisbakterien an. Gegen die Annahme daß die Butter säurebakterien die eigentliche und alleinige Ursache der Knollenfäule der Kartoffeln seien, würde auch schon die Überlegung sprechen, daß diese Bakterien zu den gemeinsten, nirgends im Erdboden fehlenden Organismen gehören und daß ein stetiger Befall der Kartoffeln von Knollenfäule die notwendige Folge sein müßte, wenn diese Bakterien an und für sich Krankheitserreger wären.

2. Der weiße oder gelbe Rog der Hyacinthenzwiebeln. Zu der Zeit, wo die Hyacinthenzwiebeln aus dem Boden ausgehoben worden sind und zum Nachreifen in der Erde eingeschlagen liegen, besonders wenn in dieser Zeit reichliche Niederschläge eintreten, verderben manchmal zahlreiche Zwiebeln, indem sie ein fast gekochtes Aussehen annehmen und sich in eine schmierige, stinkende Masse verwandeln. Da manche Zwiebeln um diese Zeit nur erst kleine Anfänge von Fäulnis zeigen, so werden solche Zwiebeln oft mit auf die Stellagen übertragen und die Verderbnis solcher angegangenen Zwiebeln macht dann hier weitere Fortschritte, besonders wenn dieselben dicht übereinander liegen. Die Krankheit ist schon von Meyen¹⁾ erwähnt worden. Nach den Erfahrungen Lackner's²⁾ ist diese Verderbnis nicht an bestimmte Sorten gebunden, aber bei denjenigen am häufigsten, deren Laub und Zwiebel am fleischigsten sich entwickeln, wie überhaupt die besonders üppig getriebenen Zwiebeln dazu am meisten geneigt sind, so daß die Zwiebel am meisten gefährdet zu sein scheint, wenn sie im unvollständig ausgereiften Zustande aus ihrem natürlichen Wachstumsorte genommen wird. Genauere Untersuchungen über die Erscheinung hat Sorauer³⁾ angestellt. Er fand die Anfänge der Erkrankung schon an Pflanzen, die noch im Lande stehen, wenn die Blätter erst halbwüchsig sind und die Blüten sich in voller Entwicklung befinden, indem dann die Blätter von den Spizen aus anfangen gelb zu werden, der Blütenstiel sich zu strecken aufhört und die Blüten unvollständig sich entfalten; schon zur Zeit des ersten Austreibens der Zwiebel wurde die Krankheit bemerkt, indem der kaum hervorgekommene Blattkegel geschlossen blieb. Es ließen sich dann bereits in der Zwiebel mehr oder weniger deutlich Fäulstellen von matt gefärbtem oder gelblichem, in der Mitte braunem Aussehen erkennen, und manchmal konnte man die mittleren Blätter aus der Zwiebel herausziehen, weil ihre Basis verfault war. In den späteren Stadien ist das Vorhandensein einer gelblich weißen, schleimigen Masse in der Zwiebel besonders charakteristisch; dieselbe tritt oft von selbst aus den an der Spitze angeschnittenen Zwiebeln heraus, wenn sie auf den Stellagen liegen. Gewöhnlich finden sich an der fauligen Masse Anguillulen und Milben, die fast stän-

Rog der Hyacinthen.

¹⁾ Pflanzenpathologie Berlin 1841, pag. 168.

²⁾ Der deutsche Garten. 1878, pag. 54.

³⁾ Der weiße Rog der Hyacinthenzwiebeln. Deutscher Garten 1881, pag. 193.

digen Begleiter der Fäulnis saftreicher Pflanzenteile. Aber immer sind natürlich auch fäulnisbewohnende Pilze vorhanden, und von diesen sind es die Bakterien, welche Sorauer auch hier wieder als den eigentlichen Veranlasser der Zerstörung ansieht. Indessen läßt sich aus Sorauer's Beobachtungen durchaus kein bestimmtes Urteil über die wahre Ursache dieser Verderbnis gewinnen. Es sind zwei ganz verschiedenartige Pilze, welche er hierbei meist beisammen gefunden und denen beiden er auch einen Anteil an der Krankheit zuschreibt. Das eine ist ein Schimmelpilz, der den vollkommeneren Pyrenomyceten angehört und den er *Hypomyces Hyacinthi* genannt hat. Derselbe besitzt große Ähnlichkeit mit dem bei der Kartoffelfäule auftretenden *Hypomyces Solani*. In seiner üppigsten Entwicklung bedeckt er die erkrankte Stelle mit einem weißen Flaum, der sich bald zu einem weißen Pilz verdichtet; auf diesem erheben sich garbenartige Fadenbündel, von der Form einer *Isaria*, an welcher ellipsoidische, oft schwach gekrümmte, meist vierfädige Konidien, also von der Form eines *Fusisporium*, abgeknüpft werden. Auch kommen auf kurzen Fadenzweigen einzeln stehende, kugelige, feinwarzige Dauerkonidien, von der Form eines *Sepedonium* vor. Die Ascosporenfrüchte des Pilzes erhielt Sorauer in ganz verfaulten Zwiebeln; sie stellen kleine Gruppen von lebhaft roten, in einen Hals ausgezogenen 0,3 bis 0,45 mm hohen Peritheciën dar, welche nach Bau und Sporenschläuchen der Gattung *Hypomyces* angehören. Nach Sorauer findet sich dieser Pilz fast immer in den rozigigen Zwiebeln; aber sein Mycelium gehe manchmal nicht soweit als die Erkrankung des Gewebes bereits fortgeschritten ist; in andern Fällen wieder sei er aber schon in den noch festen Zwiebeln, also bereits vor der eigentlichen Erkrankung, nachzuweisen. Die andern gewöhnlichen Begleiter des Zwiebelrozes sind Bakterien. Es sind Coccen- und Stäbchenformen, welche Sorauer wegen des meist eintretenden stechenden Butter säuregeruches zu *Clostridium butyricum* gehörig betrachtet. Waffer³⁾, welcher ebenfalls die Bakterien als Ursache der Erkrankung ansieht, nennt dieselben *Bacterium Hyacinthi*. Nach ihm treten die Bakterien zuerst in den Gefäßen auf und gehen von da aus in das umgebende Gewebe über. Sorauer stützt nun seine Ansicht darauf, daß in den Zellen der erweichenden Zwiebeln immer Bakterien vorhanden seien, noch bevor das Mycelium jenes *Hypomyces* sich nachweisen lasse; der Inhalt dieser Zellen habe ein trübes, gelbliches Aussehen, das durch die Bakterien verursacht wird, bisweilen sei auch nur der Zellkern mit diesen Organismen angefüllt. Nach Sorauer ist der *Hypomyces* nur eine Begleiterscheinung des Rozes, die Bakterien vielmehr geben durch ihre Einwanderung den ersten Anstoß zur Fäulnis. Gleichwohl sagt er, daß „eine vollkommen gesunde“ Zwiebel nicht angegriffen werde, sondern daß „prädisponierende Faktoren“ hinzutreten müssen; und dies seien bald übermäßige Feuchtigkeit, bald Verwundungen, die beim Ausheben der Zwiebeln vorkommen, bald auch andre Pilzinvasionen, weshalb der Roz auch mit der Knollkrankheit oft gemeinsam auftrete. Man könnte also doch die Sache auch so auffassen, daß eben andre Faktoren verschiedener Art die primäre Krankheitsursache bilden, und daß der Roz eine gewöhnliche Wundfäule oder Todeserscheinung ist, die bei so saftreichen Organen, wie die Zwiebeln sind, eben

³⁾ Botan. Zentralbl. 1883, XIV, pag. 315, und Archives Néerlandaises, 1888, pag. 1.

unter diesen Fäulnisprozessen und Bakterien-Entwickelungen sich vollzieht. Die Beobachtung, welche die Zwiebelzüchter gemacht haben, daß auf Ländereien, wo Rogg einmal vorhanden ist, derselbe leicht wiederkommt, sowie daß nasse Witterung und frischer Dung die Krankheit begünstigt, spricht eben auch zunächst nur dafür, daß die Hyacinthenzwiebel gegen allerhand ungünstige Faktoren empfindlich ist und dann unter den beschriebenen Symptomen abstirbt. Für eine pathogene Bakterienwirkung fehlt wenigstens bis jetzt der Beweis. Als wichtigster Schutz wird sich immer Vermeidung zu großer Feuchtigkeit des Bodens empfehlen.

3. Rogg der Speisewiebeln nennt Sorauer¹⁾ Fäulnisercheinungen durch welche bisweilen Speisewiebeln im Boden erkranken und welche denen der Hyacinthenzwiebeln sehr ähnlich sind. Obgleich hier gewöhnlich das Mycelium von *Botrytis cana*, welche als Parasit der Zwiebelpflanze anerkannt ist, gefunden wird, und nicht selten auch ein *Hypomyces* wie bei dem Hyacinthenrogg auftritt, hält Sorauer die bei dieser Zwiebelfäule ebenfalls sich zeigenden Bakterien wiederum für die primäre Ursache, und zwar hauptsächlich auf Grund der Beobachtung, daß eine gesunde Speisewiebel, welche auf eine naßfaule Kartoffelfnolle (S. 21.) „unter Luftabschluß“ aufgelegt wurde, nach 15 Tagen an der Berührungsstelle eine 2 mm tiefe jauchige Wunde zeigte, woraus der Genannte den Satz ableitet: der Kartoffelrogg übertrage sich auf die Zwiebeln. Es ist klar, daß dieser Versuch nicht beweist, daß die Bakterien die Veranlasser der Beschädigung sind, weil nicht gezeigt ist, daß Luftabschluß und dauernde Bedeckung mit einem feuchtschleimigen Körper nicht allein schon der Zwiebel schaden. Übrigens sind es allerhand Bakterien, welche Sorauer in faulen Zwiebeln gesehen hat: theils Coccen, theils Kurzstäbchen, theils mit Tod sich bläuende Butter säurepilze, theils lange Stäbchen, theils geschlängelte oder gebrochene Fäden. Die Fäulnis des Gewebes geschieht nach ihm unter starker Aufquellung der Inter-cellularsubstanz, wobei die Innenschicht der Zellhäute zunächst übrig bleibt; zuletzt zerfalle Inhalt und Wand der Zellen in eine grobkörnige, braune Masse. Andererseits sah Sorauer Zwiebeln, die einen gesunden Wurzel- und Blattkörper entwickelt hatten, wochenlang mit ihren Wurzeln ohne zu erkranken in der als Sumpfmateriale verwendeten rothigen Schleimmasse umher wachsen und den Laubkörper kräftig in der Luft entwickeln.

Van Tieghem²⁾ sah nach Einimpfung von *Amylobacter* (*Clostridium butyricum*) in Wunden der Kartoffeln und der Kötyledonen von *Vicia Faba* sowie in Wunden von Gurken und Melonen Verjauchung des Gewebes eintreten. Dagegen trat an grünen Pflanzentheilen dieser Erfolg nicht ein, desgleichen nicht an Wasserpflanzen, deren Luftlöcher mit bakterienhaltigem Wasser injiziert wurden.

4. Der Kartoffelschorf, den wir bereits unter den Erscheinungen der Wundfäule erwähnt haben (I, S. 25), wird von manchen Forschern neuerdings für eine Bakteriose angesehen, d. h. für eine Krankheit, bei welcher Bakterien die primäre Ursache sind. Schorfig nennen wir Kartoffelfnollen, wenn ihre Schale nicht glatt, sondern rauh ist durch mehr oder weniger zahlreiche Stellen, die bald etwas erhaben, bald etwas vertieft sind,

Rogg der Speisewiebeln.

Schorf der Kartoffeln.

¹⁾ Handbuch der Pflanzenkrankheiten. 2. Aufl. II. 1886, pag. 104, und allgem. Brauer- und Hopfenzeitung 1884, Nr. 12.

²⁾ Bull. de la soc. bot. de France 1884, pag. 299.

und an denen statt der Korkschicht mit angrenzendem weißfleischigen Gewebe ein totes, braunes, mürbes Gewebe vorhanden ist.

Bollen¹⁾ hat bei Untersuchung sehr verschiedenartigen Materials in Nordamerika beständig Bakterien in der schorfigen Zone selbst gefunden; er unterscheidet hier eine Anzahl Formen, welche zu den im Erdboden allverbreiteten Formen gehören, wie *Bacillus subtilis* etc. und denen er auch keine Beziehung zum Schorf zuschreibt; dagegen finde sich beständig eine sehr kleine mikrococcenähnliche Bakterienform unterhalb der Schorfstelle an der Grenze zwischen dem toten und dem lebenden Gewebe, und zwar in dem lebenden Protoplasma der Parenchym- und der jungen Korkcambiumzellen. Bollen übertrug aus der bezeichneten bakterienführenden Gewebzone die Schorfbakterie in Reinkulturen auf Gelatineplatten und erhielt 0,007 mm lange und 0,001 mm breite Stäbchen, welche, wenn der Nährboden zu verarmen begann, sich teilten bis nahezu zur kugelförmigen Form von 0,0007 bis 0,0008 mm Größe, wie sie im lebenden Gewebe vorkommen, und bildeten endlich arthrospore Dauerporen; Bollen stellt den Pilz daher zur Gattung *Bacterium*. Der saure Kartoffelsaft verhindert ihre Vegetation nicht, indes wachsen sie in neutralem oder alkalischem Medium besser. Die Schorfbakterie sei daher sowohl saprophytisch, als auch fakultativ parasitär. Durch den Reiz dieses Pilzes auf das lebendige Gewebe werde eine schnellere Zellvermehrung eingeleitet, wie sie gewöhnlich unterhalb der Schorfstellen zu bemerken ist. Bollen hat auch Infektionsversuche ausgeführt, indem er junge Knollen ohne sie vom Stöcke zu lösen, nach geschehener Reinigung durch Abbürsten und Abspülen in Gläser einführte, die mit sterilisierter Erde angefüllt und dann mit bakterienhaltigem Wasser begossen wurden. Die unter solchen Umständen weiter wachsenden Knollen erwiesen sich später mehr oder weniger schorfig, während die nicht mit Bakterien behandelten Knollen gesund und glatt waren. Das was nach bisherigen Erfahrungen als begünstigend für den Schorf sich erwiesen hat, wie direkt aufeinanderfolgender Kartoffelbau auf demselben Acker, Stallmistdüngung, Asche und Kalkzufuhr, stelle sich daher als bakterienbefördernd heraus, Asche und Kalk wegen der Alkalinität. Wasserüberschuß, der ebenfalls schorfbefördernd wirkt, steigere die Penticellenwucherung zur leichteren Einwanderung des Parasiten. Der Genannte will daher als Maßregel gegen den Schorf angewendet wissen: Auswahl schorf freier Saatknohlen, Reinigung und Desinfektion derselben durch 1 1/2 stündiges Einweichen in eine einprozentige Lösung von Quecksilbersublimat. — Unabhängig von Bollen hat gleichzeitig Thaxter²⁾ Untersuchungen über den Kartoffelschorf angestellt, wobei die in Südconnecticut auftretende Krankheit ihm als Material diente. Die Anfänge der Schorfstellen begannen von den Penticellen als bräunliche oder rötliche Flecken unter abnormer Korkproduktion. An den Rändern der jüngeren Flecke wurde eine graue Substanz wahrgenommen, die sich namentlich im feuchten Raume stark vermehrte und aus feinen, 0,0008–0,0009 mm dicken geraden oder spiraligen Fäden bestand, die in Stäbchenförmige Glieder sich zerteilten und in dieser Form

¹⁾ Potato scab, a bacterial Disease. Extracted from the Agric. Science 1890 IV. pag. 243, cit. in Just Botan. Jahresber. 1890 II., pag. 264. Vergl. auch Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 36 und II. 1892, pag. 40.

²⁾ The Potato „Scab“. Annual Report of the Connecticut Agric. Exper. Station 1890, cit. in Just, botan. Jahresber. 1890. II, pag. 266.

auch in Tropfenkultur sowie auf festem Medium sich entwickelten. Von solchen Pepton-Agar-Kulturen wurde Impfmateriel teils in kleine Wunden, teils auf die unverletzte Schale von Kartoffelknollen geimpft. Bei jungen Knollen ergab die Übertragung der Organismen an jeder beliebigen Stelle Schorfbildung, an einer nahezu reifen Knolle versagte aber die Impfung. Thaxter hält den Pilz für einen Hyphomyceten und kommt unter Hinweis auf Bolley's Angaben zu dem Schlusse, daß zwei verschiedene Organismen als Ursache des Schorfes angenommen werden müssen: die Bolley'sche Bakterie vermöge nur ganz junge Knollen anzustecken und erzeuge einen Oberflächenschorf, wo das verkorkte Gewebe mehr vorspringend sei, der von ihm beschriebene Pilz dagegen könne auch ziemlich große Knollen angreifen und bewirke einen Tiefschorf, wo die erkrankten Stellen eine Vertiefung bilden. Der oben (pag. 18) erwähnte, von *Spongospora* begleitete Schorf ist eine von diesem verschiedene Erscheinung.

Der Schorf der Runkel- und Zuckerrüben soll nach der von Bolley¹⁾ in Nordamerika darüber angestellten Untersuchungen identisch sein mit dem vorerwähnten Tiefschorf der Kartoffeln, denn derselbe parasitäre Organismus, der den letzteren verursacht, sei auch hier von ihm gefunden worden. Die Krankheit entstehe, wenn schorfige Kartoffeln vorher auf dem Acker gewachsen sind, und die Krankheitskeime sollen sich mehrere Jahre von einer Bestellung zur andern erhalten.

Schorf der Rüben.

5. Der Ölbaumkrebs oder die Bakterienknoten des Ölbaums. Mit diesem Namen ist eine Krankheit der Öl bäume bezeichnet worden, die im südlichen Frankreich, Italien und Spanien nicht selten ist und dort *loupe*, *gale*, beziehentlich *rogna* genannt wird. Die Zweige sind mit kugelförmigen Anschwellungen bis über Nußgröße bedeckt, die mannigfach rissig oder durch Spalten lappig und faltig erscheinen und in der Mitte eine Vertiefung besitzen, welche durch Zerfetzung des Gewebes entstanden ist. Diese Holzknoten vertrocknen ziemlich früh und ziehen oft ein Absterben des Zweiges nach sich. Nach Savastrano²⁾ kommen diese Anschwellungen an Zweigen ein- bis fünfzehnjähriger Stämme, seltener an Wurzeln, Knospen, Blättern und Blüten vor. Bei ihrer Entstehung sollen allerhand Gelegenheitsursachen als Wunden, ungünstige Boden-, Feuchtigkeits- und Düngungsverhältnisse, sowie Witterungseinflüsse mitspielen; die Ursache sei eine „Bakterie der Ölbaum-Tuberkulose“, wie er diese Krankheit nennt. Mit diesem Pilze seien ihm erfolgreiche Krankheitsübertragungen mittelst Impfung geglückt. Diese Bakterienknoten sollen in der Nähe der Cambialzone dadurch entstehen, daß zunächst ein Bakterienherd sich bildet, der dem bloßen Auge als durchscheinender Fleck entgegentritt und um welchen herum das Gewebe hypertrophiert, so daß die Geschwulst unter Vermehrung der Bakterien wächst; zuletzt reißt die Rinde der Geschwulst auf. Prillieux³⁾ hat das konstante Vorkommen von Bakterien in diesen Krebsknoten bestätigt. Schon in jungen,

Bakterienknoten des Ölbaums.

¹⁾ A disease of beets, identical with Deep Scab of pat atoots. Government agric. Exper. Station for North Dakota. Fargo. Dec. 1891.

²⁾ Annuario R. Scuola Super. d'Agric. in Portici. V. pag. 131, cit. in Just Botan. Jahressb. 1885. II, pag. 506. Auch Compt. rend. 20. Dezember 1886.

³⁾ Les tumeurs a bacilles des branches de l'olivier et du pin d'Alep. Nancy 1890.

höchstens 2 mm dicken Aufschwellungen sind dieselben zu finden. Diese Anschwellungen bestehen aus hypertrophiertem Rindengewebe; sie sind aus isodiametrischen Parenchymzellen gebildet, welche dünne Wandungen besitzen, hier und da finden sich verholzte sklerenchymatische Zellen. Das Buchergewebe wird bald von dem gesamten Rindenkörper, bald nur von dem unter der Bastfaserseicht liegenden Gewebe produziert. In der Nähe des Gipfels des Knotens findet man einen oder mehrere Bakterienherde; es sind unregelmäßige Gewebelücken, die mit toten Zellen ausgekleidet sind und eine trübe, weiße Substanz enthalten, die ausschließlich aus Bacillen besteht. Inzwischen wächst der übrige Teil des Knotens noch lebhaft fort. Es bilden sich dann noch weitere isolierte kleine Herde, die sich allmählich vereinigen, und so kommen die großen Vacuolen am Gipfel des Krebsknotens zu stande, welche sich mehr und mehr in das Centrum der Geschwulst einsenken, weil diese an den Rändern lebhaft fortwächst, wodurch die Geschwülste die Gestalt von Kratern bekommen. Das Gewebe soll dann immer mehr verholzen und es bilden sich geschlängelte, kurzellige Gefäßelemente, ähnlich wie im Maierholze. An älteren Geschwülsten sollen auch im Holzkörper Bakterienherde sich finden.

Bakterienknoten
der Aleppo-Kiefer.

6. Die Bakterienknoten der Aleppo-Kiefer. Eine der vorigen Krankheit durchaus analoge Erscheinung kommt nach Vuillemin und Prillieux (l. c.) besonders auf einem Strich von 12 Hektaren bei Coaraze in den Alpes-Maritimes an der Aleppo-Kiefer vor, die dadurch mit Zerstörung bedroht ist. Die Knoten sind hier noch größer, zeigen auch nicht das kraterförmige Aussehen durch das Absterben der Centralpartie, sonst aber ist die Übereinstimmung vollständig, auch bezüglich der Bakterien, die sich darin finden. Der Holzkörper des Zweiges geht hier vollständiger mit in die Hypertrophie des Gewebes über, wobei namentlich die Markstrahlen sich sehr merklich vergrößern und Bakterienherde enthalten. Die Reizwirkung der durch die Bakterien bewirkten Gewebezersetzung auf das im Umfange der Herde liegende lebende Gewebe äußert sich hier in noch viel stärkerer Zellvermehrung als bei der Olive.

Rosenrote
Weizenkörner.

7. Rosenrote Weizenkörner. Man sieht mitunter Weizenkörner, welche im übrigen meist regelmäßig gebildet, aber eigentümlich rosenrot gefärbt sind. Nach Prillieux¹⁾ ist der Sitz der Färbung die sogen. Kleberschicht des Endosperms, oft auch der Embryo und der Umkreis von Höhlungen, welche bisweilen im Innern des Kornes vorhanden sind. In den farbigen Partien befinden sich Massen von Spaltpilzen, bestehend aus Mikroccoen und Kurzstäbchen. Dieselben bewirken eine Lösung der Zellwände der Kleberschicht und der zwischen dieser und der Samenschale liegenden hyalinen Zellschicht. Die erwähnten Höhlungen sind mit wolkigen Bakterienmassen ausgekleidet, und die unter den letzteren liegenden Zellen zeigen die Startkörner mehr oder weniger aufgelöst; zuletzt verschleimen auch die Häute dieser Zellen. Die äußeren Bedingungen dieser Veränderung sind noch nicht erforscht.

Gummofis der
Tomaten.

8. Bei einer als „Gummofis der Tomaten“ bezeichneten Krankheit, wobei die Stengel dieser Pflanzen unter Bräunung und Vertrocknung der Blätter umfallen infolge einer am Stengelgrunde eingetretenen Fäulnis unter reichlicher Gummibildung, soll nach Comes und von Thümen²⁾ ein Bacte-

¹⁾ Ann. des sc. nat. 6 sér. Botan. T. VIII. pag. 248.

²⁾ v. Thümen, Bekämpfung der Pilzkrankheiten. Wien 1886, pag. 79.

rium Gummis *Conr.* die Veranlassung sein. Auch bei *Capsicum annuum* und vielen andern Kräutern soll diese Erkrankung vorkommen. von Thünen nimmt an, daß infolge von Nässe die Pflanzen an einzelnen Stellen aufreißen und daß an diesen Stellen die Bakterien sich ansiedeln.

9. Eine in Nordamerika verbreitete, als Feuerbrand oder Zweigbrand (Pear blight) bezeichnete Krankheit der Birnbäume und andrer Pomaceen wird von Burill und von Arthur¹⁾ als von Bakterien verursacht angesehen. Der in dem erkrankten Gewebe in großer Menge enthaltene Spaltpilz wird *Micrococcus amylovorus* genannt, er tritt auch in zoogleenartigen Kolonien auf, die meist wurmförmige Gestalt haben. Arthur will durch Impfung mit diesen Bakterien die Krankheit von einem Stamm auf einen andern übertragen haben, während durch Säfte aus kranken Teilen, welche durch Filtration von den Keimen befreit sind, keine Übertragung stattfinden soll. Die Impfung habe nur bei Pomaceen Erfolg, Übertragung auf Nicht-Pomaceen gelingt nicht. Nach Waite²⁾ sollen auch die Birnblüten durch den Pilz infiziert werden; der letztere vermehre sich im Nektar der Blüten und werde durch Insekten übertragen.

10. Das Auftreten kleiner, brauner Flecke auf der Schale der Orangen, Zitronen und verwandter Früchte (*la travelure des orangers*) will Sava-stano³⁾ auf eine „Bakterie der Orangenflecken“ zurückgeführt wissen, die er gezüchtet und durch deren Impfung er die Krankheit übertragen haben will.

11. In schwarzen Flecken der Maulbeerblätter in Verona fanden Cuboni und Garbini⁴⁾ Bakterien, welche in Kulturen in feuchten Kammern zu Kolonien von *Diplococcus* sich entwickeln, die auf Gelatine und auf Kartoffeln reingezüchtet wurden. Die Genannten übertrugen Material dieser Reinkulturen auf gesunde *Morus*-Blätter, die in feuchter Kammer gehalten wurden und die dann auch schwarze Fleckchen im Blattgewebe erscheinen ließen. Durch Versuche mit Blattfraß und Injektionen wollen sich die Genannten überzeugt haben, daß diese Laubkrankheit mit der als Schlafsucht bekannten Seidenraupenkrankheit im Zusammenhange stehe.

12. In schwarzbraunen Flecken, die im Mai auf den jungen Trieben und Blättern verschiedener Varietäten von *Syringa* in einer holsteinschen Baumschule seit einigen Jahren auftraten, beobachtete Sorauer⁵⁾ Bakterienherde in dem kranken Gewebe, durch welche die Zellen teilweise aufgelöst und so kleine Höhlen im Gewebe erzeugt wurden. Die Bakterien haben die Gestalt etwas ovaler Mikrokokken. Sorauer sieht sie für die primäre Krankheitsursache an, das üppige Mycelium von *Botrytis* oder *Alternaria* oder *Cladosporium*, welches in dem kranken Gewebe wuchert, hält er für eine sekundäre Einwanderung.

13. Eine Bakterienkrankheit der Weintrauben wollen Gugini und Macchiati⁶⁾ in Oberitalien entdeckt haben, wobei die Beeren braun werden, dann gänzlich zusammen trocknen und zerbrechlich werden. Ein beweglicher

¹⁾ Annal. Report of the New-York agric. exper. station for 1884 u. 1887, cit. in Just, botan. Jahressb. 1887, II, pag. 352.

²⁾ Vergl. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten 1892, II, pag. 345.

³⁾ Bolletin. della soc. dei Naturalisti I, 1887, pag. 77.

⁴⁾ cit. in Just, Botan. Jahressb. 1890, II, pag. 267.

⁵⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 186.

⁶⁾ cit. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 22.

Bacillus, welcher Gelatine verflüssigt, soll aus den kranken Beeren erhalten worden sein und wird für die Ursache der Krankheit ausgegeben.

Mosaikkrankheit
des Tabaks.

14. Die sogenannte Mosaikkrankheit des Tabaks besteht in dem Auftreten einer mosaikartigen Färbung von hell- und dunkelgrünen Flecken an den Blättern junger, auf das Feld verpflanzter Tabakpflanzen. Die dunkleren Stellen zeigen stärkeres Wachstum, während die helleren später absterben, wodurch unregelmäßige Kränkungen am Blatte entstehen. Nach H. Mayer¹⁾ liegt die Ursache weder im Boden noch in Mycelpilzen oder Tieren, dagegen werden Bakterien als Ursache vermutet, denn wenn man den Saft kranker Pflanzen auf die Rippe eines älteren Blattes bringe, so sollen nach 10 bis 11 Tagen die jüngsten Blätter erkranken, während das direkt geimpfte Blatt verschont bleibe; durch Filtrieren werde dem Saft seine Ansteckungsfähigkeit genommen. Die Sache bedarf jedenfalls einer nochmaligen Prüfung.

Reuchter Brand
der Kartoffel-
stengel.

15. Unter dem Namen „reuchter Brand“ beschreiben Prillieux und Delacroix²⁾ eine Erkrankung der Basis der Kartoffelstengel und der Belargonienstengel, die im Jahre 1890 an verschiedenen Orten Frankreichs aufgetreten ist. Der Beschreibung nach erinnert die Erscheinung an die Schwarzfäuligkeit der Kartoffelstengel, wobei der Fraß der Larve der Mondfliege oder nach Sorauer auch ein *Fusarium* (s. unten) die Ursache sein kann. Jedoch sollen in dem absterbenden, zusammenfallenden und sich bräunenden Gewebe des Stengels weder Insektenspuren noch Mycelpilze zu finden sein; aber die Zellen sollen von Bakterien wimmeln, welche die Beobachter *Bacillus caulivorus* nennen und welche 0,0015 mm lang und die Hälfte ein Drittel so breit sein sollen; ob der Pilz von andern, bei ähnlichen Erkrankungen auftretenden Spaltpilzen verschieden ist, sei nicht entschieden. Auch auf Bohnen und Lupinen sollen sich die Bacillen haben übertragen lassen, bei andern Pflanzen sei das nicht gelungen.

Krankheit
von Sorghum.

16. Eine von Palmeri und Comes³⁾ beschriebene Erscheinung an *Sorghum saccharatum*, wobei Alkoholgärung nicht bloß in abgeschnittenen Stengeln, sondern auch in der lebenden Pflanze vorkommt unter Rötung der erkrankten Stengel. Die Gärung folge den Gefäßbündeln und verbreite sich von da auch in das Grundgewebe. Als Gärungserreger sollen sich in den Zellen Massen von *Saccharomyces ellipsoideus* und von *Bacterium Termo* finden, von denen angenommen wird, daß sie durch die Spaltöffnungen eindringen. Auch in Nordamerika ist an *Sorghum* eine Krankheit von Kellermann⁴⁾ beschrieben worden, bei welcher die Blätter Flecken bekommen, bisweilen auch die Wurzeln und die Stengelbasis erkrankt sind und wobei ein als *Bacillus Sorghi* benannter Spaltpilz gefunden wurde, der bei Impfversuchen gesunde Pflanzen angesteckt haben soll.

Zereh des
Zuckerrohres.

17. Die Zereh-Krankheit des Zuckerrohres. Die Zuckerrohrkulturen auf Java werden seit ungefähr 14 bis 15 Jahren von einer mit dem vorstehenden javanischen Namen belegten Krankheit heimgesucht, welche besonders seit etwa 9 Jahren in beunruhigender Weise zugenommen hat. In Mittel-Java, welches am stärksten zu leiden hat, ging 1889 die Ernte um

¹⁾ Landw. Versuchsstationen XXXII. 1886, pag. 451.

²⁾ Compt. rend. 21. Juli 1890. — Vergl. auch Galloway, Journ. of Mycol. VI. 1893, pag. 114.

³⁾ cit. in Just, botan. Jahresber. 1883 I, pag. 315.

⁴⁾ cit. in Journ. of mycolog. Washington 1889. Vol. 5, pag. 43.

$\frac{1}{3}$ gegen die von 1887 zurück, was etwa einem Verluste von 5 Millionen holl. Gulden entspricht¹⁾. Die Krankheit äußert sich darin, daß die Halmglieder außerordentlich verkürzt bleiben, so daß oft gar kein Halm mehr, sondern nur noch fächerartige Blattbüschel gebildet werden, weil zugleich zahlreiche Seitentriebe nebst Luftpurzeln auftreten. Dabei ist der Wurzelapparat im Boden von vornherein wenig entwickelt oder vielfach abgestorben. Die von erkrankten Pflanzen genommenen Stecklinge erkranken in der Regel ebenso, können jedoch nach Venecke²⁾ auch gesunde Pflanzen liefern. Die Quantität und Qualität der Zuckerausbeute ist bei den kranken Pflanzen sehr vermindert. Man findet mancherlei tierische und pflanzliche Organismen welche wahrscheinlich sekundär an der Zerstörung der Pflanzen sich beteiligen. Die primäre Ursache ist bisher nicht aufgeklärt; manche haben sie in Nematoden gesucht, wofür das Aussehen der kranken Pflanzen zu sprechen scheint, andre auf Bodenerschöpfung oder auf die Kulturmethode, noch andre auf Bakterien, und die letztere Meinung hat neuerdings immer mehr Wahrscheinlichkeit gewonnen. Nach den Untersuchungen Krüger's³⁾ findet man eine große Anzahl Übergänge von den extremen Erkrankungsformen bis zum Habitus der gesunden Pflanze, und die Erkrankung tritt nicht bloß beim jungen Rohr auf, sondern kann auch ältere, bis dahin normal entwickelte Pflanzen ergreifen. In letzterem Falle sind die unteren Stengelglieder normal, und die unterbleibende Streckung der Halmglieder und das Auswachsen der Seitenaugen tritt erst an den oberen Stengelteilen auf und führt erst dort zu der fächerigen Buschform der Pflanze. Charakteristisch für die Krankheit ist die Art, wie die Blätter vorzeitig absterben; dies geschieht nämlich nicht wie bei andern Krankheiten vom Rande her mit am längsten saftig bleibender Mittelrippe, wobei sich zuletzt das Blatt leicht von selbst ablöst; sondern das Absterben findet ganz unregelmäßig statt, und zwar so, daß die Mittelrippe zuerst zu funktionieren aufhört und das umgebende Blattgewebe noch frisch ist und erst infolge dessen abstirbt, wobei die Blätter nicht normal abreißen und ihr aufgespeichertes organisches Material nicht in den Halm zurückführen und auch die Reigung behalten lange am Stengel sitzen zu bleiben. Die nächste Veranlassung dieser Erscheinung und damit das erste Anzeichen der Cereh fand nun Krüger in dem Auftreten einer intensiv roten Färbung in den Gefäßbündeln, oft zuerst an den Stellen der Stengelknoten, wo die Stränge in das Blatt abgehen; in den Internodien zeigen sie sich als lange, rote Linien und zwar manchmal an Stellen, unter denen der Stengel noch ganz gesund erscheint. Krüger sieht darin lokalisierte Infektionsstellen und vermutet daher eine Übertragung der Krankheit durch die Luft. Die Ausbreitung der Cereh durch die Benutzung rotstreifiger Stecklinge deutet auch darauf hin, daß in dieser Veränderung der Gefäßbündel der Anfangszustand der Krankheit zu suchen ist. In den rotgefärbten Partien sind aber keine tierischen Parasiten wahrnehmbar; der Inhalt der Zellen ist abgestorben, die Wandungen sind teils gequollen, teils zerstört und der Saft des roten Farbstoffes, der durch Alkohol ausziehbar ist. Wohl aber fand Krüger in den Gefäßen der roten Fibrovasalstränge Bakterien, welche dem *Bacterium Termo* gleich zu sein scheinen,

¹⁾ Botan. Zeitg. 1891, Nr. 1.

²⁾ Berichte d. Versuchstation für Zuckerrohr in West-Java I, 1890.

³⁾ Mededeelingen van het Proefstation Midden-Java te Samarang 1890.

und hält daher diese für die Ursache, die Sereh also für eine Bakteriose. Die Krankheit würde hiernach ganz analog sein der oben erwähnten Krankheit von *Sorghum saccharatum*. Auch der Gang der Ausbreitung der Sereh deutet auf Übertragung durch die Luft hin; die Krankheit läßt auf Java nach Krüger deutlich ein Fortschreiten von Westen nach Osten erkennen; und die erst auf dem Stamme älterer Pflanzen erfolgende Ansteckung zeigte sich manchmal auch selbst an einzelnen Pflanzungen an deren Westseite stärker oder ausschließlich. Das Auftreten von Nematoden (*Heterodera radicicola*), welche spindelförmige Anschwellungen an den Wurzeln erzeugen, kann nach Krüger mit der Krankheit nichts zu thun haben, erstens weil diese, ebenso wie an vielen andern Pflanzen, am Zuckerrohr auch ohne charakteristische Sereh-Erkrankung auftreten, zweitens weil man serehkranken junge Pflanzen findet, die bei der genannten Untersuchung keine Nematoden, ja meist noch ziemlich gesunde Wurzeln aufweisen, und drittens weil man durch Einführung von Stecklingen aus nicht infizierten Ortlichkeiten gesunde Pflanzen erhält, also auf nematodenhaltigem Boden und selbst inmitten von serehkranken Stöcken. Ebensovienig als Krankheitsursache aufzufassen ist ein Fadenpilz (*Pythium*?), welchen Tschirsch¹⁾ in den Rindenzellen der Wurzeln aller Zuckerrohrpflanzen, auch der gesunden, aufgefunden und sehr richtig als zu den so weit verbreiteten, endotrophische Mykorrhizen bildenden Pilzen gehörig gedeutet hat. Auch das von demselben Beobachter angegebene häufige Abgebissensein der Wurzelspitzen des Zuckerrohres, dessen Thäter unbekannt ist, ist eine auch anderweitig vorkommende Erscheinung, welche mit der Sereh nichts zu thun haben kann. Die Meinung, daß eine infolge der beständigen vegetativen Vermehrung des Zuckerrohres eingetretene Degeneration der Pflanze die Ursache der Sereh sei, hat Möbins²⁾ widerlegt. Das Mittel zur Bekämpfung der Krankheit sehen Krüger wie Benecke³⁾ nur in der Einführung von Stecklingen aus krankheitsfreien Gegenden, also aus Ost-Java und aus besonderen Stecklingsfeldern, welche ausschließlich zur Anzucht bestimmt sind, zu den besten Böden gehören müssen und nicht älter als Monate werden dürfen, und wozu nur ganz fehlerfreie, nicht rotstreifige Stecklinge gebraucht werden dürfen.

Bakteriose der
Rüben.

18. Als Bakteriose der Rüben beschreibt Sorauer⁴⁾ eine aus Slavonien ihm bekannt gewordene Krankheit, die er auch als Gummiosis bezeichnet, weil dabei die Bildung eines sirupartigen Gummis in der Rübe erfolgt, wobei Bakterien die Veranlasser seien. Die Erkrankung soll vom Wurzelende nach oben hin fortschreiten, indem eine Schwarzfärbung des Gewebes, bei hochgradiger Erkrankung eine völlige Auflösung des Gewebes in Gummi eintritt. Auch hierbei soll der erste Anfang der Krankheit in einer anfangs rotbraunen, später schwarzbraunen Verfärbung der Gefäßbündelstränge, analog wie bei der Zuckerrohr-Sereh, auf-

¹⁾ Schweizer Wochenschrift f. Pharmacie 1891.

²⁾ De Bestrijding der onder den nam Sereh saamgevatte ziekte verschijnselen van het Suikerriet. Samarang 1891.

³⁾ Mededeelingen van het Proefstation Midden-Java te Samarang 1890.

⁴⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten. 1891, pag. 360.

treten; jeder Gummitropfen wimmelt von zahllosen Bakterien. So-
rauer glaubt, daß eine Verringerung des Säuregehaltes der Pflanzen-
gewebe den geeigneten Nährboden für Bakterienentwicklung in der Pflanze
schaffe.

3. Kapitel.

Chytridiaceen.

Die Chytridiaceen gehören zu den einfachsten Organismen, denn es sind mikroskopisch kleine einzellige Wesen, bei denen oft der ganze Protoplasmaförper zum Fortpflanzungsorgane wird, nämlich zum Sporangium, in welchem Schwärmsporen (Zoosporen), die hier meist nur eine einzige Cilie (schwingender Geißelfaden) besitzen, gebildet werden. Es sind fast sämtlich Schmarotzer, einige in niederen Tieren, die Mehrzahl in Pflanzen. Das Vorkommen des einzelnen Individuums beschränkt sich auf eine einzige Zelle der Nährpflanze, welche von den parasitischen Zellen mehr oder weniger vollständig ausgefüllt wird oder auf welcher der Schmarotzer äußerlich ansitzt. Die Chytridiaceen leben zum Teil in Epidermiszellen von Phanerogamen, sind aber hier im allgemeinen wenig schädlich, zum Teil in und auf den Zellen von Thal-
phyten, und diese verursachen Krankheiten der Algen und anderer Thal-
phyten. Eine ausführliche Behandlung der Chytridiaceen ist mehr von mykologischem als pathologischem Interesse. Wir beschränken uns deshalb hier darauf, die parasitischen Formen mit ihren Merkmalen und mit Angabe ihres Vorkommens und ihres Einflusses auf die Nährpflanze kurz anzuführen.

Vorkommen,
Organisation
und Einwirkung
der Chytridia-
ceen.

1. Familie Myxochytridinae.

Die Myceliumbildung fehlt gänzlich. Aus den in die Nährzelle eingedrungenen Schwärmsporen entsteht ein nackter Protoplasmaförper, der sich erst kurz vor der Fruktifikation mit einer Membran umgiebt.

Myxochytri-
dinae.

I. Olpidium A. Br.

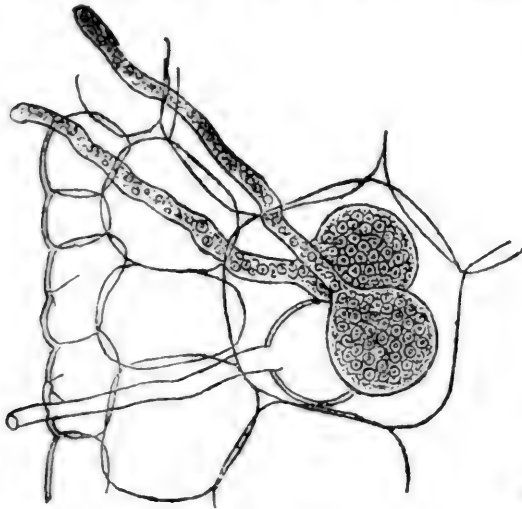
Der Protoplasmaförper ist nackt, membranlos, lebt innerhalb der Nährzelle und wird später ganz zum Sporangium, indem er sich mit einer Cellulosemembran umkleidet; im Sporangium werden Schwärmsporen gebildet; sie werden meist durch einen Entleerungshals, den das Sporangium nach außen treibt, entleert. Gewisse Individuen werden zu Dauer sporen mit dicker, meist glatter Membran und großen Stropfen, welche nach einer Ruheperiode unter Bildung von Schwärmsporen keimen.

Olpidium.

A. In Phanerogamen.

Olpidium
Brassicac.

1. *Olpidium Brassicae* Woron. In Keimpflänzchen des Kohls, von Woronin¹⁾ entdeckt, besonders im Wurzelhals (Fig. 3.). Sporangien zu 1 bis mehreren in einer Zelle der Rinde, mit langen Halsen, welche durch



6

Fig. 3.

Olpidium Brassicae, in einem Kohlkeimpflänzchen, Sporangien mit langen, durch die Epidermis hinausragenden Entleerungshälften; rechts die Schwärmsporen. 500 fach vergrößert. Nach Woronin.

O. Lemnac.

die überliegenden Gewebeschichten bis an die Oberfläche reichen. Dauersporen farblos oder blaßgelb, mit stumpfwarzigem Erospor, in Oberhautzellen. Der Pilz bewirkt Erkrankung des befallenen Gewebes, das Keimpflänzchen fällt an dieser Stelle um und welkt; die Erscheinung ist also einer von den auch durch andre Pilze veranlaßten Fällen des sogenannten Wurzelbrandes oder der „schwarzen Füße“ der Keimpflanzen.

2. *Olpidium*

Lemnae Fisch. (*Reesia amoeboides* Fisch.)

Nach Fisch²⁾ in Wasserlinsen (*Lemna minor* und *polyrrhiza*), den Inhalt der befallenen Zellen aufzehrend. Sporangien meist einzeln in den Zellen, Dauersporen mit hellgelblichem oder bräunlichem glatten Erospor.

O. simulans.

3. *Olpidium simulans* de By. und Woron.³⁾ In der Epidermis junger Blätter von *Taraxacum officinale*. Sporangien meist einzeln in erweiterten Epidermiszellen.

B. In Algen.

Olpidium-Arten
in Algen.

H. Braunn⁴⁾ beobachtete mehrere Arten, nämlich: *Olpidium endogenum* A. Br., Sporangien niedergedrückt kugelig, mit flaschenförmigem, aus der Nährzelle hervorragendem Hals, in verschiedenen Desmidiaceen, oft zahlreich auf dem zu einem bräunlichgrünen Strang zusammengefallenen Inhalte, und *O. entophyllum* A. Br. in den Zellen von *Vaucheria*, *Cladophora* und *Spirogyra*. Magnus⁵⁾ fand das *O. Zygnemicolum* Magn. auf *Zygnema*. Kun⁶⁾ entdeckte eine andre Art (*O. sphacellarum*)

¹⁾ Pringsheim's Jahrbuch für wissenschaftliche Bot. XI. 1878, pag. 557.

²⁾ Kennntnis der Chytridiaceen. Erlangen 1884, pag. 19.

³⁾ Berichte der naturwissenschaftl. Gesellschaft. Freiburg 1863, pag. 29.

⁴⁾ Abhandl. d. Berl. Akad. 1855 und Monatsber. d. Berl. Akad. 1856.

⁵⁾ Botanischer Verein der Provinz Brandenburg. XXVI, pag. 79.

⁶⁾ Sitzungsbericht der Gesellschaft naturforschender Freunde zu Berlin, 21. Nov. 1871.

in den Scheitelzellen von *Cladostephus* und *Sphacelaria*-Arten; die Scheitelzelle verlängert sich dann keulenförmig, in ihrem Protoplasma wachsen eine oder mehrere parasitische Zellen heran. Eine ganz ähnliche Art (*O. tumefaciens*) fand Magnus¹⁾ in den dann angeschwollenen Wurzelhaaren, seltener in Scheitel-, Glieder- und Rindezellen von *Ceramium*-Arten. Ferner hat Cohn²⁾ ein *O.* (*Chytridium*) *Plumulae* in den Zellen von *Antithamnion Plumula* Thur., sowie ein *O.* (*Chytridium*) *entosphaepticum* in den Zellen von *Bangia fuscopurpurea* und *Hormidium penicilliformis*, die Nährzellen tötend und ganz oder teilweise ausfüllend, beobachtet. *O. Bryopsisidis de Bruyne*³⁾ auf *Bryopsis plumosa*.

III. *Pseudolpidium A. Fischer.*

Wie *Olpidium*, aber die Dauersporen mit dichtstacheliger Membran und ohne Östropfen. Parasiten in Pilzen. Pseudolpidium.

Pseudolpidium Saprolegniae (*A. Br.*) In den Schläuchen verschiedener *Saprolegnia*-Arten, die befallenen Stellen wie weiße Knötchen erscheinend. Sporangien meist sehr zahlreich in keulenförmig angeschwollenen Schläuchenden der *Saprolegnia*, mit Entleerungshälften. Von H. Braun⁴⁾ und Cornu⁵⁾ zuerst beschrieben und von A. Fischer⁶⁾ genauer unterschieden. Eine andre Art, *Ps. fusiforme* (*Cornu*) kommt in *Achlya*-Arten vor.

III. *Olpidiopsis Cornu.*

Von den beiden vorigen Gattungen durch den Sexualakt unterschieden, durch den die Dauersporen entstehen, die deshalb hier noch eine Anhangszelle (die kleine männliche Zelle) neben sich haben. Parasiten in Pilzen und Algen. Olpidiopsis.

A. In Pilzmycelien.

Olpidiopsis Saprolegniae (*Cornu*) *A. Fisch.* In den Schläuchen von *Saprolegnia*, dieselben Erscheinungen veranlassend, wie *Pseudolpidium Saprolegniae* (s. o.), von den früheren Autoren damit verwechselt, von A. Fischer⁷⁾ davon unterschieden. Dauersporen mit dichtstacheliger Membran und ohne Östropfen, aber mit kugelförmiger Anhangszelle. Eine andre Art, *O. minor* *A. Fisch.* kommt in *Achlya*-Arten vor. In Pilzen.

B. In Algen.

Olpidiopsis Schenkiana *Zopf*⁸⁾, in *Spirogyren* und andern *Zygnemaceen* und *O. parasitica* (*A. Fisch.*)⁹⁾, in *Spirogyren*, beide Arten mit In Algen.

¹⁾ Sitzungsber. d. Gesellsch. naturf. Freunde zu Berlin, 1872.

²⁾ Hedwigia 1865, pag. 169.

³⁾ Arch. de Biologie 1890.

⁴⁾ Abhandlung der Berliner Akademie 1855, pag. 61.

⁵⁾ Ann. des sc. nat. 5. sér. T. XV. 1872, pag. 145.

⁶⁾ Rabenhorst, Kryptogamen-Flora. 1. Band IV. 1892, pag. 34.

⁷⁾ l. c. pag. 37.

⁸⁾ Nova Acta Acad. Leop. XLVII, 1884, pag. 168.

⁹⁾ Kenntnis der Chytridiaceen. Erlangen 1884, pag. 42.

glatthäutigen Dauersporen mit Öeltropfen; beide zehren den Inhalt der befallenen Algenzellen auf.

IV. *Pleotrachelus* Zopf.

Pleotrachelus.

Durch die zahlreichen radiär ausstrahlenden Entleerungshälse des Sporangiums von den vorigen Gattungen unterschieden. Parasiten in Pilzen.

Pleotrachelus fulgens Zopf¹⁾, im Mycelium und in Sporangienanlagen von *Pilobulus crystallinus*, Aufreibungen der befallenen Organe veranlassend.

V. *Ectrogella* Zopf.

Ectrogella.

Der Protoplasmaförper sowie das daraus entstehende Sporangium wurmförmig gestreckt im Innern der befallenen Diatomaceenzelle, an verschiedenen Punkten kurze Entleerungshälse treibend. Parasiten in Algen.

Ectrogella Bacillariacearum Zopf²⁾. In verschiedenen Diatomaceen, den Inhalt vollständig aufzehrend.

VI. *Pleolpidium* A. Fischer (*Rozella Cornu*).

Pleolpidium.

Das Sporangium mit der Membran der Wirtszelle verwachsen, daher keine Entleerungshälse bildend. Dauersporen mit feinstacheliger Membran und großen Öltropfen, ohne Anhangszelle. Parasiten in Pilzen.

Mehrere Arten — *Pleolpidium Monoblepharidis Cornu*, *P. Rhipidii Cornu*, *P. Apodyae Cornu*³⁾ — in den Schläuchen von Saprolegniaceen, in fugelig oder feulich angeschwollenen Stellen derselben.

VII. *Synchytrium* de By. und Woron.

Synchytrium.

Der nackte Protoplasmaförper, welcher sich aus der in die Nährzelle eingedrungenen Spore entwickelt, ist von weißer, gelber oder orangeroter Farbe, umgibt sich später mit einer Membran und verwandelt sich entweder in einen Sporangien-Sorus, d. h. er zerfällt in eine Anzahl Zellen, deren jede zu einem Sporangium wird, oder er wird zu einer Dauerspore mit dickem, meist braunem, glattem oder warzigem Grospor. Aus den Sporangien werden die Schwärmsporen im Wasser durch ein Loch entlassen. Die Dauersporen überwintern in den verwesenden Pflanzenteilen und bilden im Frühjahr entweder sogleich Schwärmsporen oder der Inhalt tritt hervor und zerfällt entweder in Schwärmsporen oder in einen Sporangien-Sorus, der dann Schwärmer bildet.

¹⁾ l. c. pag. 173.

²⁾ l. c. pag. 175.

³⁾ l. c. pag. 150—161.

Diese Pilze leben innerhalb der Epidermiszellen grüner Teile sehr verschiedenartiger Phanerogamen, und zwar von Landpflanzen. Die von dem Parasiten bewohnte Epidermiszelle vergrößert sich um das Vielfache ihrer normalen Größe, und oft vermehren und vergrößern sich auch die Nachbarzellen und überwuchern jene, so daß sehr kleine Gallen in Form gelber oder dunkelroter Wärzchen oder Knötchen entstehen. Dem Leben des Pflanzenteiles sind dieselben nicht merklich nachteilig, und nur wo sie in sehr großer Menge nahe beisammen sich bilden, werden sie auffallender und können ein Blatt in seiner normalen Formbildung hemmen. Die ersten Synchronium-Arten sind 1863 von de Bary und Woronin¹⁾ entdeckt worden, denen wir auch die näheren Kenntnisse über die Entwicklung derselben verdanken. Durch Schröter²⁾ sind viele neue Arten bekannt worden.

Da die Fortpflanzung dieser Pilze nur durch Schwärmsporen, also durch im Wasser lebende Keime erfolgt, so findet die Übertragung des Pilzes auf die Nährpflanze nur durch Vermittelung des Wassers statt. Daher verbreiten sich diese Pilze nicht so weit wie diejenigen, deren Sporen durch die

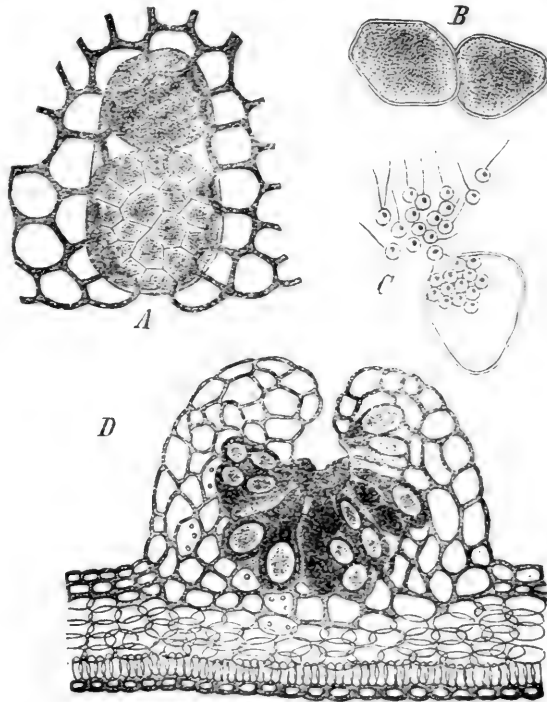


Fig. 4.

Synchronium Succisae de By. et Woron.

A. Stück eines senkrechten Querschnittes durch eine Galle. Die Oberfläche am unteren Rande. Eine mächtig vergrößerte Epidermiszelle enthält den Sorus, dessen rotgelbe Zellen durch Druck polygonal abgeplattet sind; im hinteren Ende der Nährzelle die abgestreifte Haut des Parasiten. Ungefähr 100 fach vergrößert. B. Zwei isolierte Zellen des Sorus von A, 500 fach vergrößert. C. Eine der Zellen des Sorus, zum Sporangium ausgebildet, zahlreiche, mit je einer Wimper versehene Schwärmsporen entlassend, 500 fach vergrößert. D. Eine ganze Galle, auf der Unterseite eines Blattes, central und vertikal durchgeschnitten samt der Blattfläche. Um die in der Mitte befindliche Vertiefung sind die vergrößerten Epidermiszellen gruppiert, in denen die Dauersporen liegen, 25 fach vergrößert. Nach Schröter.

¹⁾ Berichte d. naturf. Gesellsch. zu Freiburg 1863, III. Heft 2.

²⁾ Cohn's Beiträge zur Biologie d. Pfl. I, pag. 1, ff.

rust verweht werden, sondern das Auftreten derselben ist immer nur auf jeweils nahe beisammen stehende Individuen beschränkt und folgt der Verbreitung des Wassers auf dem Boden. Schröter (l. c.) führt mehrere dies bestätigende Beobachtungen an.

Die Gallenbildungen, welche die einzelnen Synchytrien hervorrufen, scheinen für die Species derselben charakteristisch zu sein, doch dürfte auch die Verschiedenheit der Nährpflanze hierauf Einfluß haben. Das Bemerkenswerteste hierüber stellen wir nachstehend zusammen, indem wir die bekannten Arten kurz erwähnen.

Eusynchytrium.

I. *Eusynchytrium*. Das Protoplasma der Parasitenzelle ist durch Öltropfen gelbrot gefärbt. Der Pilz bildet auf der lebenden Pflanze sowohl Sporangien-Sori, als auch zuletzt Dauersporen, oft neben einander auf derselben Pflanze.

Auf Succisa.

1. *Synchytrium Succiae* de By. et Woron., an der Unterseite der Blätter, besonders der Wurzelblätter, auch am Stengel und an den Hüllblättern von *Succisa pratensis*. Die Gallen, in denen die rotgelbe Synchytriumkugel zum Sorus sich entwickelt, sind goldgelbe, halbkugelige Wärschen, in denen die Nährzelle sich befindet (Fig. 4 A). Diese hat durch mächtige Vergrößerung sich tief in das Gewebe hinein erweitert, ist nur in einer Vertiefung des Scheitels der Galle außen sichtbar. Durch Vermehrung und Vergrößerung der Nachbarzellen werden die Nährzellen bis nahe zum Scheitel umwachsen und auf diese Weise die warzenförmig vorragende Galle gebildet. Die Dauersporen befinden sich in besonderen, etwas später erscheinenden Gallen; diese sind etwa 1 mm hoch und breit, halbkugelig oder kurz cylindrisch, oben abgeflacht und in der Mitte nabelförmig vertieft; um die Vertiefung herum liegen die bräunlichen Dauersporen, welche gruppenweise stehen und meist zu mehreren in einer Epidermiszelle enthalten sind (Fig. 4 D). Nach Schröter¹⁾ entstehen diese Gallen aus denjenigen, in welchen vorher die Sporangienbildung stattgefunden; die Schwärmosporen schlüpfen in die Zellen des Wärschens selbst ein und entwickeln sich hier zu Dauersporen. Doch erzeugen die Schwärmosporen auch neue, aber kleine Gallen, in denen dann eine isolierte Dauerspore sich findet.

Auf Stellaria.

2. *Synchytrium Stellariae* Fuckel auf *Stellaria media* und *nemorum*, der vorigen fast ganz gleich.

Auf Taraxacum
etc.

3. *Synchytrium Taraxaci* de By. et Woron., an den Blättern, Blütenhäuten und Hüllblättern von *Taraxacum officinale*, auch auf *Crepis biennis* und *Cirsium palustre*, orangerote, halbkugelige, denen der vorigen Arten ähnliche Gallen bildend, die, wenn sie dicht stehen, Krümmungen und Verästelungen hervorrufen. Der Parasit teilt sich direkt, d. h. ohne Abreißung der Haut, in Sporangien. Die Dauersporen liegen einzeln in der Nährzelle. An dieser Art haben de Bary und Woronin (l. c.) zuerst die Entwicklung der Synchytrien ermittelt.

Auf Oenothera.

4. *Synchytrium fulgens* Schröt., bildet nach Schröter²⁾ auf den Blättern von *Oenothera biennis* sehr kleine, oft dicht gehäufte orangenrote

¹⁾ l. c. pag. 19.

²⁾ Hedwigia XII, pag. 141.

Wärzchen, in denen sich die einzelnen Sporangien schon auf der Wirtspflanze isolieren und ein rostähnliches Pulver bilden.

5. *Synchytrium Trifolii* Passer. (*Olpidium Trifolii* Schröt.¹⁾), auf *Trifolium repens*; auch hier bilden die sich isolierenden Sporangien ein rostähnliches Pulver.

6. *Synchytrium plantagineum* Sacc. et. Sp., auf Blättern von *Plantago lanceolata* in Italien.

II. *Pycnochytrium* (*Chrysochytrium*). Der Parasit bildet auf *Pycnochytrium* der lebenden Pflanze nur Dauersporen; das Protoplasma desselben ist wie bei den vorigen gefärbt.

7. *Synchytrium laetum* Schröt., auf den Blättern von *Gagea*-Arten, sehr kleine, schwefelgelbe Pünktchen bildend. Letztere stellen die einfachste Form einer Galle dar, indem nur die Epidermiszelle, in welcher ein Schmaroger lebt, bauchig aufgetrieben wird und als kleiner Höcker über die Blattoberfläche hervortritt. Die Dauersporen sind braunwandig, länglich elliptisch. Auf *Gagea*.

8. *Synchytrium Myosotidis* Kühn, auf *Myosotis stricta* und *Litho-* auf *Myosotis* etc. *spermum arvense* dicht stehende, rotgelbe Knötchen bildend, deren jedes eine keulenförmige, haarartige Ausfackung einer Epidermiszelle ist, in welcher die kugelige oder kurz elliptische, braune Dauerspore sich befindet.

9. *Synchytrium cupulatum* Thomas. Dem vorigen ähnlich, auf *Potentilla argentea* und *Dryas octopetala*. Auf *Potentilla* und *Dryas*.

10. *Synchytrium punctum* Sorok. auf *Plantago lanceolata* und *media*. Auf *Plantago*.

11. *Synchytrium aureum* Schröt., verursacht an Stengeln und Blättern lebhaft goldgelbe Knötchen bis zu Stecknadelkopfgröße. Diese sind halbkegelige Gallen, die durch Wucherung der Nachbarzellen der stark vergrößerten Nährzelle entstehen; letztere liegt in der Scheitelmittle des Wärzchens. Die große, kugelige, braune Dauerspore wird einzeln in der Nährzelle gebildet. Dieser Parasit ist bereits auf 88 Pflanzenarten aus 29 Familien, jedoch nur auf Dicotylen, bekannt; besonders auf Primulaceen (am häufigsten unter allen Pflanzen auf *Lysimachia Nummularia*), Labiatis, Scrophulariaceen, Plantaginaceen, Kompositen, Papilionaceen, Rosaceen, Onagraceen, Umbelliferen, Violaceen, Cruciferen, Ranunculaceen, Caryophyllaceen, selbst auf den Blättern junger Holzpflanzen, wie Birke, Ulme, Silberpappel, Esche. Auf verschiedene Dicotylen.

12. *Synchytrium pilificum* Thomas²⁾ bildet auf *Potentilla Tor-* auf *Potentilla*. *mentilla* halbkegelige Wärzchen, die mit strahlenförmigen Haarwucherungen bedeckt sind.

III. *Leucochytrium*. Weiße Synchytrien, d. h. mit farblosem Proto- *Leucochytrium*. plasma. Entwicklung wie bei II.

12. *Synchytrium rubrocinctum* Magnus³⁾, auf *Saxifraga gra-* auf *Saxifraga*. *nulata*. Die Gallenbildung ist auf die Epidermiszelle beschränkt; letztere tritt nicht über die Oberfläche vor, sondern erweitert sich nach innen.

13. *Synchytrium punctatum* Schröt., auf *Gagea pratensis*, auf *Gagea*. aber Gallenbildung wie beim vorigen, aber nach außen vorspringend.

¹⁾ Schröter, Kryptogamenflora von Schlesien, III, pag. 181.

²⁾ Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. I, pag. 494.

³⁾ Bot. Zeitg. 1874, pag. 345.

Auf Adoxa,
Ranunculus,
Rumex.

14. *Synchytrium anomalum* *Schröt.*, auf *Adoxa Moschatellina*, *Ranunculus Ficaria*, *Rumex Acetosa* etc.; Gallen einfach, bisweilen aber auch zusammengesetzt wie bei den folgenden; Dauersporen länglich, bohnen- oder nierenförmig, von sehr wechselnder Größe, mit hellbrauner glatter Membran.

Auf Mercurialis.

15. *Synchytrium Mercurialis* *Fuckel*, auf den Blättern von *Mercurialis perennis* becherförmige Gallen bildend, indem die sich vergrößernde Nährzelle von den Nachbarzellen umwuchert wird, wodurch ein gestieltes, becherförmiges helles Wärrchen gebildet wird, in deren vertiefter Mitte die Nährzelle mit dem weißen Parasit ruht. An den Stengeln sind die Gallen halbkugelig. Die Dauersporen färben sich dunkler, wodurch das Wärrchen dieselbe Farbe annimmt; sie sind kurz elliptisch und haben braune, glatte Membran. Die Entwicklung dieser Art wurde vollständig von *Woronin*¹⁾ beobachtet.

Auf Anemones.

16. *Synchytrium Anemones* *Woron.*, bildet auf *Anemone nemorosa* und ranunculoides kleine, fast schwarze Knötchen. Letztere sind halbkugelige Gallen, entstanden durch Umwucherung der benachbarten Zellen um die den Parasiten bergende vergrößerte Epidermiszelle. Der Zellsaft der Wärrchen färbt sich dunkel violett. Die Dauersporen sind kugelig und haben dunkelbraune, höckerige Membran.

Auf Viola etc.

17. *Synchytrium globosum* *Schröt.*, auf *Viola*-Arten, *Potentilla reptans*, *Galium Mollugo*, *Achillea*, *Cirsium*, *Sonchus*, *Myosotis*, *Veronica*-Arten. Gallen von der Form der vorigen, Dauersporen kugelig oder kurz elliptisch, mit gelber, glatter Membran.

Auf Viola.

18. *Synchytrium alpinum* *Thomas*²⁾, bildet auf allen oberirdischen Theilen von *Viola biflora* in den Alpen schwarzzenförmige Auftreibungen.

Auf Lathyrus.

19. *Synchytrium viride* *Schneid.*, auf Stengeln von *Lathyrus niger*.

VIII. *Woroninia Cornu*.

Woroninia.

Die Parasitenzelle bildet wiederum kein einfaches Sporangium, sondern ihre Membran, die hier mit der Membran der Nährzelle fest verwachsen ist, umschließt, ohne jedoch diesen innig anzuliegen, eine Mehrzahl von weißlichgrauen Sporangien, einen sogenannten Sorus. Schwärmsporen mit 2 Cilien. Dauersporen zahlreich beisammen gehäuft, mit farbloser Membran und schwach grauem Inhalt.

Woronina polycystis *Cornu*³⁾ in fleutig-cylindrisch angeschwollenen Fäden von *Saprolegnia*-Arten.

IX. *Rhizomyxa Borzi*.

Rhizomyxa.

Das Protoplasma zerfällt in einen Sorus von Sporangien oder in einen solchen von Dauersporen. Schwärmsporen mit einer Cilie. Parasiten in Phanerogamen.

Rhizomyxa hypogaea *Borzi*⁴⁾, schmachtet in den Rindenzellen

¹⁾ Bot. Zeitg. 1868, Nr. 6—7.

²⁾ l. c. pag. 176.

³⁾ Berichte d. deutsch. bot. Ges. 1889, pag. 255.

⁴⁾ *Rhizomyxa*, nuovo Ficomice. Messina 1884.

junger Wurzeln und in den Wurzelhaaren sehr vieler Phanerogamen, Monokotylen, den Inhalt der Zellen aufzehrend, ohne das Gesamtbefinden der Wurzel zu beeinträchtigen. Die Sporangien liegen in den Wurzelhaaren in einer Reihe hintereinander und öffnen sich mit kurzen Papillen nach außen.

X. *Rhozella Cornu*.

Das Protoplasma ist vom Inhalt der Wirtszelle nicht zu unterscheiden, es veranlaßt eine Fächerung der Wirtszelle durch Quervände, wodurch ein Corus von einreihigen Sporangien entsteht, welche mit der Membran der Wirtszelle innig verwachsen sind. Die Schwärm-sporen haben zwei Cilien. Dauersporen stachelhäutig, mit großen Stropfen. Parasiten in Pilzen.

Rhozella.

*Rhozella septigena Cornu*¹⁾ und *R. simulans A. Fischer*²⁾ in den Schläuchen von Saprolegniaceen.

VI. *Protochytrium Borzi*.

Kuglige Sporangien mit Schwärm-sporen mit einer Cilie. Dauersporen innerhalb einer dünnen Blase.

Protochytrium.

Protochytrium Spirogyrae Borzi in *Spirogyra crassa* bei Messina. Dauersporen 0,03—0,04 mm.

2. Familie Mycochytridinae.

Der Parasit ist von Anfang an mit Membran umgeben. Die schlauchförmige Zelle teilt sich später ganz in Sporangien oder läßt nur einzelne Glieder zu solchen werden, oder sie bildet nur ein einziges Sporangium, an dessen Basis sich ein feiner, wurzelartiger Fortsatz befindet, welcher ein zur Nahrungsaufnahme bestimmtes, oft allein in der Nährzelle befindliches mycelartiges Organ darstellt.

Mycochytridinae.

I. *Myzocyttium Schenk*.

Der ganze, anfangs vegetative Schlauch bildet sich zu Sporangien um, indem er Einschnürungen mit Scheidewänden bildet und so meist in eine Reihe ovaler Sporangien zerfällt, bei Zwergformen nur ein einziges Sporangium bildet. Jedes Sporangium treibt durch die Membran seiner Nährzelle einen Entleerungshals ins Wasser hinaus, durch welchen der Inhalt austritt, um sich zu den Zoosporen umzuwandeln. Schenk³⁾ hat das Eindringen der Schwärm-sporen in gesunde Algenzellen beobachtet. Bildung von Zoosporen ist von Cornu⁴⁾ gesehen worden: es werden von zwei nebeneinander

Myzocyttium.

¹⁾ l. c. pag. 168.

²⁾ Pringsheim's Jahrb. für wissensch. Botanik XIII. 1882, pag. 50.

³⁾ Verhandlung d. phys. mediz. Ges. zu Würzburg 1857 IX, pag. 20 ff.

⁴⁾ Bulletin de la société botanique de France 1869, pag. 222.

liegenden Zellen die eine zum Logonium, die andre zum Antheridium; das letztere treibt durch die Scheidewand den Befruchtungsschlauch. Das Logonium entwickelt eine einzige glatte Zospore. Parasiten in Algen.

Myzocyttium proliferum Schenk. (*Lagenidium globosum* Lindstedt wurde zuerst von Schenk in den Zellen von *Cladophora*, *Spirogyra* und *Mougeotia*, später von Walz¹⁾ auch in *Zygnema*, *Mesocarpus* und *Oosterium* gefunden. In der befallenen Zelle ist der Inhalt von der Membran abgelöst, bräunlich gefärbt, das Chlorophyll bald noch grün, bald mißfarbig, und bei *Spirogyra* in ein Band oder in einen Klumpen zusammengezogen, bei *Mougeotia* und *Cladophora* in eine mißfarbige krümelige Masse verwandelt.

II. Achlyogeton Schenk.

Achlyogeton.

Der unverzweigte Schlauch liegt wie bei voriger Gattung in der Längsachse der Nährzelle, von dem zusammengezogenen Zellinhalte umgeben und zerfällt in mehrere Sporangien, welche die Wand der Nährzelle mittelst eines Halses durchbohren; vor der Halsmündung bleiben aber die Schwärmsporen liegen, umgeben sich mit Membran, häuten sich dann und lassen die leeren Hälte zurück. Parasiten in Algen.

Achlyogeton entophytum Schenk²⁾, in den Zellen von *Cladophora*.

III. Lagenidium Schenk.

Lagenidium.

Die Entwicklung des Schlauches zu Sporangien oder Sexualorganen, sowie die Entleerung der Schwärmsporen wie bei *Myzocyttium*, aber dem Hauptschlauche sitzen seitlich eine Anzahl kürzerer oder längerer Ästchen an, welche dem Parasiten ein knäueliges Ansehen geben. Parasiten in Algen.

Lagenidium Rabenhorstii Zopf³⁾ in Zellen von *Spirogyra*, *Mesocarpus*, *Mougeotia*, *L. enecans* Zopf, in Diatomaceen, *L. entophytum* Pringsheim⁴⁾ in den Zygosporen von *Spirogyra*-Arten, *L. gracile* Zopf ebendasselbst.

IV. Ancylistes Pfitzer.

Ancylistes.

Der cylindrische Schlauch durchzieht oft die Wirtszelle von einem bis zum andern Ende und teilt sich durch Querscheidewände in 6 bis 30 Zellen, deren jede mittelst eines Fortsatzes die Membran der Wirtszelle durchbohrt. Diese Fortsätze nehmen alles Protoplasma in sich auf, schließen sich hinten durch eine Scheidewand ab und verlängern sich durch Spitzenwachstum weiter. Es sind Sporangien,

¹⁾ Botanische Zeitung 1870 Tafel IX.

²⁾ Botan. Zeitg. 1859, pag. 398.

³⁾ Botan. Ver. d. Prov. Brandenburg 1878, pag. 77, u. Nova Acta Acad. Leop. 1884, pag. 145, 154 u. 158.

⁴⁾ Jahrb. f. wissensch. Bot. I., pag. 289 und Zopf, l. c., pag. 154.

Die aber keine Schwärmer bilden, sondern einen langen Infektions Schlauch treiben. Trifft ein solcher auf eine gesunde Nährpflanze, so heftet er sich mit dem stark anschwellenden Ende der Membran desselben fest an und durchbohrt sie zuletzt mit einem dünnen Fortsätze, durch welchen das Protoplasma in das Innere der befallenen Alge gelangt, um hier wieder zu cylindrischen Schläuchen heranzuwachsen. Außer diesen ungeschlechtlichen Pflanzen kommen auch solche vor, welche Geschlechtsorgane erzeugen. Dann sind die Gliederzellen die Dogonien, und aus den Gliederzellen dünnerer Individuen werden seitliche Fortsätze getrieben, welche die Antheridien darstellen; diese legen sich den benachbarten Dogonien an und ergießen ihren Inhalt in diese, worauf das Dogonium anschwillt und zuletzt eine Spore erzeugt. Parasiten in Algen.

Ancylistes Closterii *Pfitzer*¹⁾, lebt einzeln oder zu mehreren in den Zellen von *Closterium*, welche dadurch schnell absterben.

V. *Rhizophydium* *Schenk*.

Die aus der Schwärmspore entstehende kugelige Zelle ist das Sporangium, welches sich außerhalb der Nährzelle befindet und mit einem feinfädigen Fortsatz, dem Haustorium oder primitiven Mycelium, ins Innere derselben hineindringt. Das Sporangium entläßt aus einer oder mehreren Öffnungen oder aus einem Halse die mit einer Cilie versehenen Schwärmer. Dauersporen dem Sporangium gleichgestaltet, mit meist glatter Membran und großem Öltropfen. Meist Parasiten der Algen.

A. Auf Pilzen.

Rhizophydium carpophilum *Zoff*²⁾. Sporangien kugelig, mit einem weiten Loch sich öffnend. Auf den Dogonien von *Saprolegniaceen*, die Eier derselben zerstörend. Auf Pilzen.

B. Auf Algen.

Auf den verschiedensten Algen finden sich zahlreiche Arten dieser Gattung, welche alle mehr oder weniger denselben schädlich sind, indem sie Ver- Auf Algen.

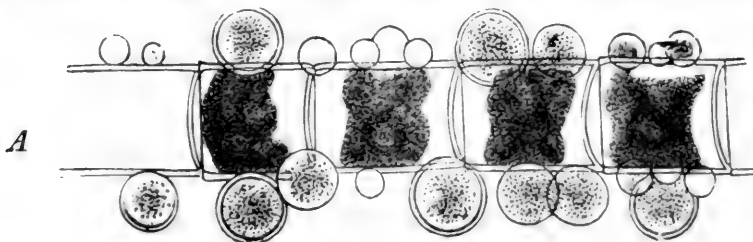


Fig. 5.

Rhizophydium globosum in zahlreichen Individuum auf einem Faden von *Oedogonium fonticola*, dessen Zellen dadurch erkrankt sind, indem ihr Inhalt zusammengeschrumpft ist. Ungefähr 400fach vergrößert. Nach A. Braun.

¹⁾ Monatsber. d. Berl. Akad. Mai 1872.

²⁾ Nova acta Acad. Leop. 1884. pag. 200.

färbung und Zerstörung des Inhaltes, wohl auch Vergallertung der Membran der Algenzelle verursachen. Die meisten Arten sind von A. Braun¹⁾ und von Zopf²⁾ beschrieben worden; eine Zusammenstellung findet sich bei A. Fischer in Rabenhorst Kryptogamenflora I. Band IV, pag. 89.

Die häufigsten Arten sind: *Rhizophydium globosum* (A. Br.) auf Desmidiaceen Diatomaceen, Odogoniaceen etc. (Fig. 5.), *Rh. mamillatum* (A. Br.) auf Coleochaete, Conferva etc., *Rh. sphaerocarpum* Zopf auf Spirogyra, Oedogonium etc., *Rh. agile* Zopf auf Chroococcus, *Rh. Lagenula* (A. Br.) auf Melosira, *Rh. ampullaceum* (A. Br.) auf Oedogonium, Mougeotia etc., *Rh. cornutum* (A. Br.) auf Wasserblüte verursachender Sphaerozyga circinalis, *Rh. transversum* (A. Br.) auf Chlamydomonas pluvisculus.

VI. Rhizidium (A. Br.)

Rhizidium.

Wie vorige Gattung, aber der entophyte myceliale Teil hat unterhalb des Sporangiums eine blasenförmige Erweiterung, von welcher er ausgeht. Parasiten in Algen.

Rhizidium Hydrodictyi A. Br. auf *Hydrodictyon utriculatum* dessen befallene Zellen um den dritten Teil dünner als die gesunden bleiben; *Rh. Euglenae* Dangeard auf ruhender Euglena; *Rh. Zygnematis* Rosen auf *Zygnema*-Arten u. a.³⁾

VII. Rhizidiomyces Zopf.

Rhizidiomyces.

Wie vorige Gattung, aber das Sporangium mit langem Entleerungshals, aus dessen Mündung der Inhalt austritt und dann erst in Sporen zerfällt. Parasiten auf Pilzen.

Rhizidiomyces apophysatus Zopf⁴⁾, auf den Dogonien von Saprolegniaceen, deren Inhalt er aufzehrt.

VIII. Septocarpus Zopf.

Septocarpus.

Wie *Rhizophyllum* (S. 43), aber das Sporangium auf einem Stiele, von welchem es durch eine Querwand abgegrenzt ist. Schmarotzer auf Algen.

Septocarpus corynephorus Zopf⁵⁾ auf *Pinnularia*-Arten.

IX. Entophlyctis A. Fischer.

Entophlyctis

Auch das Sporangium befindet sich innerhalb der Nährzelle, sonst mit *Rhizophydium* und *Rhizidium* übereinstimmend. Das Sporangium öffnet sich mittelst einer die Wand der Nährzelle durchbohrenden Papille. Parasiten in Algen.

¹⁾ Abhandl. d. Berliner Akad. 1855, pag. 31, ff.

²⁾ l. c. 1884, pag. 199 ff. und 1888, pag. 343 und Abhandl. d. naturf. Ges. zu Halle XVII. 1888, pag. 91. ff.

³⁾ Vergl. A. Fischer in Rabenhorst Kryptogamenflora l. c. pag. 106.

⁴⁾ Nova Acta Acad. Leop. 1884, pag. 188.

⁵⁾ l. c. 1888, pag. 348.

1. *Entophlyctis intestina* (Rhizidium *intestinum* Schenk¹⁾) in toten und absterbenden Zellen von *Chara* und *Nitella*.
2. *E. bulbiger* (Rhizidium *bulbigerum* Zopf²⁾) in *Spirogyra*.
3. *E. Vaucheriae* (Rhizidium V. *Fisch*³⁾), in *Vaucheria*.
4. *E. apiculata* (Chytridium *apiculatum* A. Braun⁴⁾), in *Gloeococcus mucosus*.
5. *E. Cienkowskiana* (Rhizidium *Cienkowskianum* Zopf²⁾), in *Cladophora*-Arten, oft zahlreich in einer Zelle.
6. *E. heliomorphae* (Chytridium *heliomorphum* Dungeard⁵⁾), in *Nitella*, *Chara* und *Vaucheria*.

X. Rhizophlyctis A. Fischer.

Das Sporangium und ebenso die Dauer-spore sitzen nicht direkt Rhizophlyctis. auf der Nährzelle, sondern besitzen nach verschiedenen Seiten ausstrahlende myceliale Fäden, deren feines Ende in die Nährzellen eindringen. Parasiten in Algen.

Rhizophlyctis mycophila (Rhizidium *mycophilum* A. Braun⁶⁾), im Schleim von *Chaetophora elegans*. Andere Arten finden sich auf andern Algen (vergl. Fischer l. c., pag. 120.)

XI. Chytridium A. Br.

Das Sporangium sitzt der Nährzelle außen an und dringt mit Chytridium. einem feinfädigen, mycelialen Teil in die Nährzelle ein; an dem letzteren, also innerhalb der Nährzellen bilden sich die fugeligen Dauer-sporen; doch sind diese noch vielfach unbekannt. Parasiten auf Algen.

1. *Chytridium olla* A. Braun⁷⁾. Sporangien an der Spitze mit einem Deckel sich öffnend, auf den Zoogonien verschiedener *Oedogonium*-Arten, die Zoospore zerstörend.

2. *Ch. acuminatum* A. Br., dem vorigen ähnlich, aber kleiner, ebenda selbst.

3. *Ch. Mesocarpi* Fisch.,⁸⁾ auf *Mesocarpus*.

4. *Ch. Polysiphoniae* Cohn⁹⁾, auf *Polysiphonia violacea*, Helgoland.

5. *Ch. Epithemiae* Nowakowski¹⁰⁾, mit zwei Deckeln, auf *Epithemia*.

¹⁾ Über das Vorkommen kontraktile Zellen im Pflanzenreiche. Würzburg 1858.

²⁾ l. c. 1884, pag. 195 u. 166.

³⁾ l. c. pag. 26.

⁴⁾ l. c. pag. 57.

⁵⁾ Journal de Bot. 1888, II, pag. 8.

⁶⁾ Vergl. M. Braun, Monatsber. d. Berl. Akad. 1856, pag. 591, und Nowakowski, in Cohn's Beitr. z. Biologie II.

⁷⁾ l. c. 1855, pag. 74.

⁸⁾ Sitzungsber. d. phys. med. Soc. zu Erlangen 1884.

⁹⁾ Hedwigia IV. 1865, pag. 169.

¹⁰⁾ Cohn's Beitr. z. Biol. II. 1876, pag. 82.

6. *Ch. Lagenaria* Schenk¹⁾. Sporangium mit einem sich aufklappenden Deckel, der myceliale Teil entspringt von einer unterhalb des Sporangiums in der Nährzelle befindlichen Blase. Auf *Nitella flexilis*.

7. *Ch. spinulosum* Blytt²⁾. Auf den Zygosporen von *Spirogyra*.

8. *Ch. Brebissonii* Dang.³⁾ auf *Coleochaete scutata*.

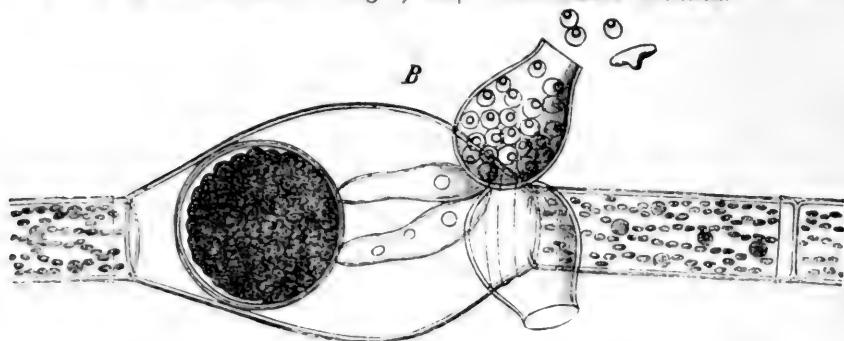


Fig. 6.

B. Chytridium *Olla*, zwei Individuen auf einer Oogonium-Zelle eines Fadens von *Oedogonium rivulare*, jede mit wurzelartigem Fortsatz in die Nährzelle eindringend und mit diesem an die große Spore sich ansetzend. Das eine Chytridium ist entleert, das andere mit einem abgehenden Deckel sich öffnend und die Schwärmsporen entlassend. 400 fach vergrößert. Nach M. Braun.

XII. Polyphagus Nowakowski.

Polyphagus.

Der Parasit bildet wie *Rhizophlyctis* eine Centralblase, von welcher nach allen Seiten myceliale Fäden ausstrahlen, von welchen aber erst das Sporangium aussproßt. Dauer sporen entstehen durch Kopulation zweier Individuen von gewöhnlicher Struktur. Parasiten auf Algen.

Polyphagus Euglenae Nowakowski⁴⁾ (*Chytridium Euglenae* A. Br.) ergreift mit seinen Mycelenden ruhende Zustände von Euglenen und zerstört dieselben.

XIII. Cladochytrium Nowakowski.

Cladochytrium.

Von den übrigen Chytridiaceen weicht diese durch Nowakowski⁵⁾ bekannt gewordene Gattung besonders darin ab, daß sie zarte, verästelte Fäden bildet, die als Mycelium bezeichnet werden können und an denen entweder intercalar aus angeschwollenen Stellen, die sich durch Querwände abgrenzen, oder terminal am Ende einzelner Mycelzweige Sporangien entstehen, die innerhalb der Nährzellen sich befinden und durch

¹⁾ l. c. pag. 242.

²⁾ Verhandl. d. wissensch. Ges. zu Christiania 1882, pag. 27.

³⁾ Dangeard, in Bull. soc. Linnéenne de Normandie, sér. IV. T. II, pag. 152.

⁴⁾ l. c. pag. 203.

⁵⁾ l. c. pag. 92.

eine halsförmige Mündung oder mittelst eines Deckels sich öffnen. Schwärmer mit einer Cilie. Dauersporen sind unbekannt. Parasiten in Algen und in Phanerogamen.

1. *Cladochytrium elegans* Nowak. In dem Schleime der *Chaetophora elegans*, die Sporangien endständig auf den Zweigen der Myceliumfäden, mit Deckel sich öffnend. Auf Algen.

2. *Cladochytrium tenue* Nowak. Die zarten Mycelfäden in den Geweben der vegetativen Organe von *Acorus Calamus*, *Iris Pseudacorus* und *Glyceria spectabilis* wuchernd, die Zellwände durchbohrend; die Sporangien bilden sich intercalar aus Anschwellungen der Fäden und erfüllen ihre Nährzelle teilweise oder ganz; die Zoosporen durch einen Hals aus der Nährzelle hervortretend. Auf Phanerogamen.

XIV. *Nowakowskia Borzi*.

Die Sporangien sind umgeben von sehr feinen, bisweilen ästigen, wurzelartigen Myceliumfäden und enthalten kleine Schwärmer mit einer Cilie. Nowakowskia.

Nowakowskia Horemothercae Borzi, auf *Horemotherca* bei Messina.

XV. *Urophlyctis Schröter*.

Sporangien äußerlich auf der Nährzelle aufsitzend, mit einem Büschel feiner, zarter Rhizoiden in der letzteren wurzelnd. Schwärmer mit einer Cilie. Dauersporen zu mehreren in der Nährzelle, im reifen Zustande ohne jede Spur des Myceliums. Parasiten in Phanerogamen. Urophlyctis.

Urophlyctis pulposa Schröter¹⁾ (*Physoderma pulposum* Wallr.), auf Blättern, Stengeln und Blüten von *Chenopodium* und *Atriplex*; die Sporangien, bis 0,2 mm groß, sitzen haufenweis auf der Nährpflanze und werden von warzenförmigen Zellwucherungen derselben umgeben, die oft zu Krüften zusammenfließen, mit hell gelbrotem Inhalt. Die Dauersporen, 0,035 bis 0,038 mm groß, kugelig, mit glatter, kastanienbrauner Membran liegen zu mehreren in der Nährzelle; die die Dauersporen enthaltenden Zellen liegen in halbkugelförmigen oder flachen, 1—2 mm großen Schwielen der Pflanze. Auf *Chenopodium* und *Atriplex*.

Urophlyctis Butomi Schröter²⁾ (*Cladochytrium* B. Büsgen, *Physoderma Butomi* Schröter), auf den Blättern von *Butomus umbellatus*, Sporangien bis 0,3 mm groß, flach, farblos; Dauersporen 0,02 mm breit, zu mehreren in der Nährzelle, mit brauner Membran, in ovalen bis 1,5 mm langen, anfangs blaßgelben, zuletzt schwarzen Flecken der Blätter. Auf *Butomus*.

3. *Urophlyctis major* Schröt. auf Wurzelblättern von *Rumex Acetosa*, *arifolius* und *maritimus*. Sporangien fehlen. Dauersporen 0,038—0,044 mm. Auf *Rumex*.

XVI. *Physoderma Wallr.*

Bei diesen Pilzen fehlen die Sporangien; es werden nur Dauersporen gebildet, welche an einem innerhalb der Nährzellen befindlichen sehr feinfädigen Mycelium entstehen, im reifen Zustande in dicht gehäuften Massen im Gewebe liegen und dann nichts mehr vom My-

¹⁾ Kryptogamenflora Schlesiens III, 1, pag. 197.

²⁾ Cohn's Beitr. z. Biologie IV. 1888, pag. 269.

celium erkennen lassen. Die Dauersporen keimen unter Bildung von Schwärmosporen mit je einer Cilie; darum sind diese Pilze zu den Chytridiaceen zu stellen. Es sind Parasiten in Blättern und Stengeln von Phanerogamen, an denen sie jedoch keine weiteren Veränderungen erzeugen als kleine, punktförmige, braune bis schwarze Wärzchen, die oft zahlreich zu Flecken vereinigt sind; die Wärzchen enthalten in der Epidermis und in den darunter liegenden Zellschichten die blaßbraunen Dauersporen¹⁾.

1. *Physoderma Menyanthis* de By., auf den Blättern von *Menyanthes trifoliata*.

2. *Ph. Sparganii ramosi* (Büsgen), in denen von *Sparganium ramosum*.

3. *Ph. Iridis* (de By.), in denen von *Iris Pseud-Acorus*.

4. *Ph. Alismatis* (Büsgen), (*Ph. maculare* Wallr.) an Stengeln und Blättern von *Alisma Plantago*.

5. *Ph. Butomi* Karst., auf *Butomus umbellatus* in Finnland.

6. *Ph. Heleocharidis* Fuckel in Stengeln von *Heleocharis palustris*.

7. *Ph. Gerhardti* Schröt., auf Blättern von *Phalaris*, *Glyceria* und *Alopecurus*.

8. *Ph. vagans* Schröt. auf Blättern von *Ranunculus*, *Sium*, *Silau*, *Cnidium*, *Potentilla*. etc.

9. *Ph. spesiosum* Schröt. auf denen von *Symphytum*.

10. *Ph. Menthae* Schröt. auf *Mentha*.

11. *Ph. majus* Schröt. auf *Rumex*.

12. *Ph. Hippuridis* Rostr. auf *Hippuris vulgaris*.

13. *Ph. (Cladochytrium) Flammulae* (Büsgen) auf Wurzelblättern von *Ranunculus Flammula* kleine schwarze Wärzchen bildend.

14. *Ph. (Urophlyctis) Kriegeriana* (Magnus) auf allen Theilen von *Carum Carvi* kleine glashelle, perlenähnliche Auswüchse bildend.

15. *Ph. (Cladochytrium) graminis* (Büsgen) in Grasswurzeln, von *Lagerheim*²⁾ auf den Blättern von *Dactylis glomerata* im Schwarzwald gefunden.

4. Kapitel.

Saprolegniaceen.

Saprolegniaceen.

Von diesen Pilzen, welche zum größten Theile Saprophyten sind, kommen hier nur einige pflanzenbewohnende parasitische Gattungen in Betracht. Ihrer Organisation nach schließen sie sich unmittelbar an die Chytridiaceen an als die nächst höheren Organismen, denn sie haben ein wohlentwickeltes, schlauchförmiges, einzelliges Mycelium

¹⁾ Vergl. de Bary, Morphologie der Pilze. 1884, pag. 178. Büsgen, Cohn's Beitr. z. Biologie d. Pfl. IV, 1887, pag. 279, und Schröter, Jahresber. d. schles. Ges. f. vaterl. Kultur 1882 und Kryptogamenflora Schlesiens, 1886 III. 1, pag. 194.

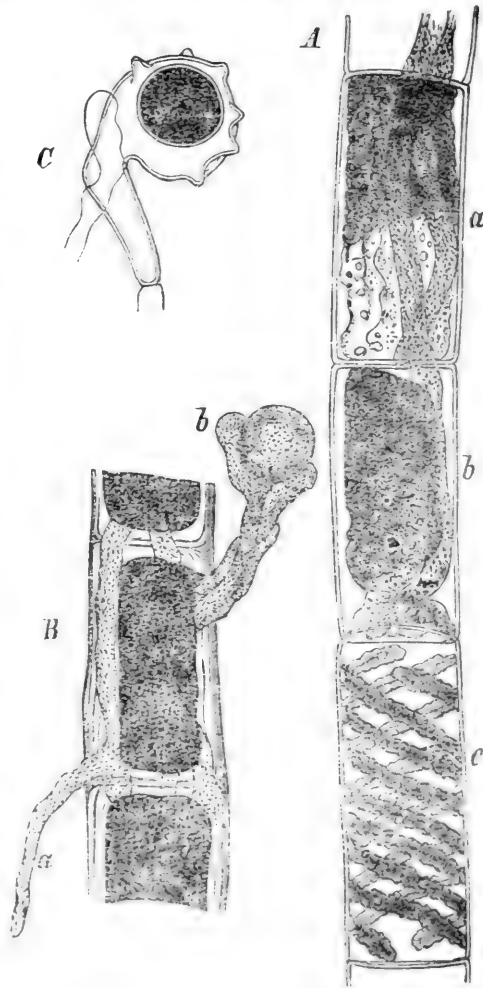
²⁾ Mittheil. d. bot. Ver. f. d. Kr. Freiburg. 1888, Nr. 55—56.

(Fig. 7), Zoosporangien, die meist an den Enden der Schläuche und der Zweige derselben sich bilden und in denen Schwärmsporen mit einer oder meist zwei Cilien erzeugt werden, und meistens auch hochorganisierte Geschlechtsorgane (Fig. 7) in Form von Dogonien, welche

Fig. 7.

Aphanomyces phycophilus de By.

A. Ein Fadenstück von *Spirogyra nitida*, aus drei Zellen a, b, c bestehend; a mit desorganisiertem, zum Theil gebräuntem Inhalt und mit zwei Parasitenschläuchen im Innern, die durch die obere Querwand eingetreten sind. Der eine tritt durch die andre Querwand in die Zelle b, deren Inhalt in gleicher Weise erkrankt ist und geht bis zur nächsten Querwand, durch welche die noch unversehrte Zelle c abgegrenzt ist; in letzterer der normale Bau des Zellinhaltes mit den Chlorophyllbändern. 250 fach vergrößert. B Getödtete Zellen derselben Alge mit dem Parasiten. a ein hervorgewachsener Ast des Schlauches. b mehrere solcher Äste, welche junge Geschlechtsorgane, Dogonium und zwei Antheridien tragen. Vergrößerung ebenso. C Reifes Dogonium mit einer Zoospore; auswendig der Rest des Antheridiums. Vergrößerung ebenso. Nach de Bary.



aus kugeligen Anschwellungen der Schlauchspitzen entstehen, und von Antheridien. Die Dogonien werden durch die Antheridien befruchtet, in manchen Fällen bringen sie auch parthogenetisch ihre Sporen zur Entwicklung. Diese Zoosporen werden einzeln oder zahlreich im Innern des Dogoniums gebildet und sind Dauersporen mit ziemlich dicker Membran, welche erst nach einer Ruheperiode keimen. Sowohl Schwärmsporen als Zoosporen bringen wieder die Saprolegniacee hervor. Das Vorkommen der parasitischen Arten hat an ihren Nährpflanzen mehr oder minder bemerkbare Störungen zur Folge, die sich meistens als auszehrende und allmählich tötende Wirkungen darstellen.

I. *Aphanomyces de By.**Aphanomyces.*

Die Schwärmsporen sind anfangs mit einer Haut umgeben, treten aus dem Sporangium aus, sind dann vor der Mündung desselben zu einem Köpfchen vereinigt, häuten sich, lassen die leeren Häute zurück und beginnen dann erst zu schwärmen. Sie werden bei dieser Gattung in langen cylindrischen Sporangien gebildet, in welchen sie in einer einfachen Reihe hinter einander liegen. Die Sporangien sind von den vegetativen Schläuchen abgegrenzt. Die Dogonien enthalten eine einzige Zoospore. Mehrere Arten leben saprophyt; parasitisch ist nur

Aphanomyces phycophilus de By. (Fig. 7), den de Bary¹⁾ in *Spirogyra lubrica* und *nitida* aufgefunden hat. Die Schläuche kriechen im Innern der Nährzellen und treiben durch die Membran derselben kurze Seitenzweige, an deren Enden entweder die Zoosporangien oder die durch kurze, spitze Ausstülpungen morgensternförmigen Dogonien mit kugliger Zoospore stehen. Die *Spirogyra*-Fäden, in denen der Parasit wuchert, werden meist eigenthümlich verändert und sterben ab. Ihr Primordialschlauch ist kollabiert, samt dem Inhalt misfarbig, oft dunkel violett oder braun. Die Zellmembranen, besonders die Seitenwände sind gallertartig gequollen und oft von dem gelösten violetten Pigment durchdrungen. Der Parasit dringt von Zelle zu Zelle; bisweilen ist er in einer solchen schon anwesend, wenn die grüne Farbe noch vorhanden ist, doch ist dann der Primordialschlauch schon zusammengeschrumpft. Nach de Bary scheinen vorzugsweise kranke, schwach vegetierende *Spirogyren* von dem Parasit aufgesucht zu werden. Kräftig vegetierende in geräumigen Wassertschüsseln befiel derselbe nicht, wohl aber solche, die in flachen Schüsseln gezogen wurden und zum Teil spontan abstarben. Auch soll der Pilz am natürlichen Standorte in der unteren Schicht der *Spirogyren*-massen, wo immer krankhaft veränderte und völlig zersetzte Fäden sich finden, am reichlichsten anzutreffen sein.

In diese Gattung gehört vielleicht auch *Achlyogeton solatium Cornu*²⁾, in den Zellen von *Oedogonium*, dessen Zellenreihe von den mehr oder weniger verzweigten Fäden durchsetzt wird. Letztere zergliedern sich durch Scheidewände in Sporangien, welche ebenfalls mittelst eines Fortsatzes die Wirtszelle durchbohren. Dogonien bilden sich aus Gliedern des Schlauches im Innern der Algenzellen.

II. *Saccopodium Sorok.**Saccopodium.*

Unter diesem Namen hat Sorokin³⁾ eine Gattung aufgestellt, welche sich den Saprolegniaceen oder Chytridiaceen anreihen dürfte. Die einzige Art *S. gracile Sorok.* kommt als Parasit auf *Cladophora* und *Spirogyra*-Arten in Kasan vor. Der einzellige, verzweigte Schlauch lebt im Innern der Nährzelle; ein Ast desselben tritt weit nach außen

¹⁾ Bringsheim's Jahrb. f. wiss. Botan. II. 1860, pag. 179.

²⁾ Bullet. de la soc. bot. de France 1870, pag. 297.

³⁾ Hedwigia 1877, pag. 88.

hervor und trägt auf seiner Spitze ein Köpfchen von 6 bis 12 kugelförmigen Sporangien, welche Schwärmsporen erzeugen, die durch eine runde Öffnung an der Spitze entleert werden.

5. Kapitel.

Peronosporaceen.

Fast alle Peronosporaceen sind pflanzenbewohnende Parasiten, ihre Wirte meist phanerogame Landpflanzen aus den verschiedensten Familien, an denen sie sehr verderbliche Krankheiten verursachen. Alle haben ein endophytes, einzelliges, schlauchförmiges und verzweigtes Mycelium, welches streng nur in den Intercellulargängen wächst, bei manchen Arten aber Haustorien ins Innere der Zellen treibt in Form seitlicher Ausfackungen von kolbiger oder schlauchförmiger Gestalt (Fig. 8). Alle entwickeln an der Oberfläche des befallenen Pflanzenteiles Fortpflanzungsorgane, die zur Verbreitung durch die Luft dienen: durch Abschnürung entstehende, einzellige, farblose oder bläufärbte Sporen, welche mittelst Keimschlauches keimen, also hier Conidien zu nennen sind. Dieselben sind als rückgebildete Sporangien zu betrachten; in der That keimen sie auch bei manchen Arten noch unter Bildung von Schwärmsporen, indem sie, wenn sie im Wasser liegen, ihren Inhalt in eine Anzahl Schwärmsporen umbilden, welche ausschwärmen und durch 2 Cilien beweglich sind (Fig. 9). Bei vielen Arten sind Geschlechtsorgane bekannt: Dogonien und Anthridien, die sich am Mycelium innerhalb der Nährpflanze entwickeln und in der Hauptsache mit denen der Saprolegniaceen übereinstimmen. Die einzeln im Dogonium

Vorkommen, Organisation und Einwirkung der Peronosporaceen.

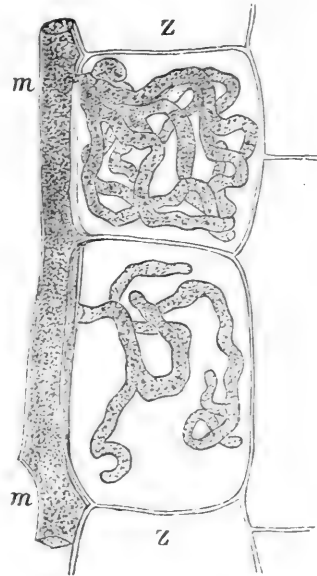


Fig. 8.

Zwei Zellen aus dem Marke einer *Asperula odorata*, welche von *Peronospora calotheca* befallen ist. In dem an die beiden Zellen angrenzenden Intercellulargang wächst der Myceliumschlauch *mm*, welcher an jeder der beiden Zellen ein in Form verzweigter Schläuche entwickeltes Haustorium durch die Zellmembran in das Innere der Zelle getrieben hat. 390 fach vergr.

Nach de Bary.

erzeugte Oospore hat den Charakter einer Dauerspore, sie erreicht nach Ablauf des Winters, wenn der sie enthaltende Pflanzenteil durch Fäulnis sich aufgelöst hat, ihre Keimfähigkeit. Bei manchen Arten treibt sie direkt einen Keimschlauch, bei andern tritt der Inhalt

als eine Blase aus dem Eosporium heraus und zerfällt in zahlreiche Schwärmisporen. Die Conidien vermitteln die sofortige Vermehrung und Verbreitung des Pilzes. Die Keimschläuche derselben dringen in die Nährpflanze ein, entweder durch die Spaltöffnungen oder indem sie die Epidermiszellen durchbohren. Die Schwärmisporen, sowohl die aus den Conidien als die aus den Oosporen stammenden, runden sich, nachdem sie eine kurze Zeit lang geschwärmt haben, ab, verlieren die Cilien und umhüllen sich mit einer Membran, worauf sie mittelst Keimschlauches keimen, der sich wie der der Conidien verhält (Fig. 9). Die meisten Peronosporaceen sind von kräftiger Wirkung auf die Nährpflanze, meistens die Gewebe auszehrend und rasch tödend, oft unter nachfolgenden Fäulnisercheinungen. In denjenigen Pflanzenteilen, in denen der Pilz die Oogonien erzeugt, bewirkt er bisweilen zunächst eine Hypertrophie: Größenzunahme und Gestaltsveränderung; die mißgebildeten Teile sind ihren normalen Funktionen entzogen und sterben nach Reifung der Oosporen.

I. *Phytophthora de By.*

Phytophthora.

Die Conidienträger wachsen als Zweige des Myceliums einzeln oder in Büscheln aus dem befallenen Pflanzenteile hervor, wo Spaltöffnungen vorhanden sind, diese vorwiegend als Austrittspunkte benutzend; sie stellen lange, in der freien Luft sich erhebende, baumförmig verzweigte Fäden dar und bilden am Ende jedes Zweiges eine länglich-runde, abfallende Conidie; an jedem Zweige wiederholt sich aber die Conidienbildung, indem die Zweigspitze unter Bildung einer schwachen Anschwellung ein kleines Stück weiter wächst, worauf sie eine neue Conidie erzeugt und abschnürt; die an jedem Zweige sichtbar bleibenden kleinen Anschwellungen geben daher die Zahl der Conidien an, welche an demselben bereits gebildet worden sind. Die Conidienträger, die immer in Menge zum Vorschein kommen, erscheinen in ihrer Gesamtheit dem unbewaffneten Auge wie ein heller, feiner Schimmelüberzug auf dem Pflanzenteile.

Phytophthora infestans und die Kartoffel- krankheit.

1. *Phytophthora infestans de By.* (*Peronospora infestans Casp.*), die Ursache der Kartoffelkrankheit. Der Pilz befällt sowohl das Kraut als auch die Knollen der Kartoffelpflanze, die dadurch beide unter bestimmten Symptomen erkranken. Nur auf solche Erkrankungen der Kartoffelpflanze, bei welcher sich der genannte Pilz als die Ursache konstatieren läßt, ist die üblich gewordene Bezeichnung Kartoffelkrankheit anzuwenden. Andre etwa unter ähnlichen Symptomen auftretende Erscheinungen dürfen damit nicht verwechselt werden.

Das charakteristische Krankheitsbild ist folgendes. Die Kartoffelkrankheit ist wie kaum eine andre Pflanzenkrankheit epidemischen Charakters, denn sie pflügt über ganze Gegenden und Länder verbreitet aufzutreten und in

der Gegend, wo sie einmal ausbricht, gewöhnlich alle Kartoffeläcker, wenn auch in ungleichem Grade, zu befallen. Sie wird zuerst bemerkbar in der Form der Blattkrankheit, Krautverderbnis, Krautfäule oder des Schwarzwerdens des Krautes. Ungefähr von Ende Juni an, je nach Jahren zu etwas verschiedener Zeit, und in den höheren Lagen entsprechend später, zeigen sich, zunächst an einzelnen Ständen, braune Flecke auf einzelnen Fliederblättchen. Die Bräunung beginnt an irgend einer Stelle des Blättchens, in der Mitte oder am Rande oder an der Spitze, und verbreitet sich allseitig weiter. Der gebräunte Teil welkt und schrumpft zusammen; er ist total abgestorben; bei feuchtem Wetter erscheint er weich, bei trockenem zerreiblich dürr. Das sicherste Zeichen der Kartoffelkrankheit ist dabei das, daß man auf der Unterseite des kranken Blattes an der Grenze des gebräunten und des noch lebenden grünen Teiles meist eine ununterbrochene, ziemlich breite Zone von weißlichem, reiß- oder schimmelähnlichem Aussehen wahrnimmt; dieselbe rührt von den zahlreichen Conidienträgern her, welche der Pilz hier aus der Epidermis des Blattes hervortreten läßt. Bei feuchtem Wetter und in feuchten Lagen ist dieser weißliche Saum schon auf dem Acker fast ausnahmslos an jedem kranken Blattfleck zu sehen. Wo er nicht vorhanden ist, wie besonders bei trockener Witterung, kann man ihn hervorrufen, wenn das abgeflückte Blatt einige Stunden in einen feuchten Raum gelegt wird. Man darf natürlich nicht jeden sogenannten Brandfleck für ein Zeichen von Kartoffelkrankheit ansehen. So treten besonders beim Beginn des natürlichen Absterbens des Krautes gesunder Pflanzen oft zunächst solche Flecke auf, auch durch andre Ursachen können sie hervorgebracht werden; in allen solchen Fällen ist aber nichts von Conidienträgern und im Innern des Blattes nichts vom Mycelium der *Phytophthora* zu finden. Die Häufigkeit der Flecken und die Größe der vorhandenen nimmt immer mehr zu; auch an Blattstielen und am Stengel zeigen sie sich; manchmal beginnt auch das Absterben und Braunwerden an den jungen Spitzen der Stengel. Schneller oder langsamer wird das ganze Kraut schwarzbraun und abgestorben; bei trockenem Wetter vertrocknet es, bei feuchtem beginnt es unter widerlichem Geruch zu faulen. Ist ist das ganze Kraut eines Ackers lange vor dem natürlichen Absterben der Pflanzen tot und schwarz. Die Krautfäule stellt sich somit als ein verfrühtes Absterben des Krautes dar und wird also für die Produktion der Knollen um so weniger nachteilig sein, je später es eintritt, je mehr es sich dem natürlichen Tode des Krautes nähert, bei welchem die Ausbildung der Knollen vollendet ist. Die Krautverderbnis hat zwar nicht notwendig die Erkrankung der Knollen zur Folge. Meistens aber tritt auf den Ackern, deren Laub vorzeitig schwarz geworden, auch eine Erkrankung der Knollen ein, die sogenannte Knollenfäule oder Zellenfäule. Die frischen Knollen zeigen dann bräunliche, etwas eingesunkene, verschieden große Flecke an der Schale. Auf dem Durchschnitte ist das Gewebe an diesen Stellen meist nur in geringer Tiefe unter der Schale gebräunt, der übrige Teil der Knolle gesund. Manchmal bemerkt man äußerlich noch gar kein sicheres Zeichen der Krankheit, nur eine oft kaum merkbare Mißfarbigkeit; aber auf dem Durchschnitte zeigen sich doch in der Rinde bis zu den Gefäßbündeln einzelne kleine, isolierte oder zusammenhängende, braune Flecke. Wenn anhaltend nasse Witterung herrscht, so kann die Krankheit der Knollen schon im Boden vor der Ernte zum Teil bis zur vollständigen Fäulnis fortschreiten. An den-

jenigen Knollen aber, die mit jenen ersten Anfängen der Krankheit geerntet worden sind, greift die letztere erst während der Aufbewahrung der Knollen im Winter in den Mieten oder Kellern langsam weiter um sich. Die Flecke vergrößern sich und die Bräunung dringt hier und da tiefer in den Knollen ein; nicht selten verdirbt letzterer endlich auch unter Fäulnisercheinungen. Diese Knollenfäule ist nun nicht mehr als direkte Wirkung des eigentlichen Urhebers der Kartoffelkrankheit, der *Phytophthora infestans* zu betrachten, sondern die notwendige Folge des eingetretenen Todes der Zellen der Kartoffelknollen. Dabei sind in der Regel auch andre Pilze, die mit der *Phytophthora* nichts zu thun haben, beteiligt, nämlich gewöhnliche Fäulnisbewohner, unter deren Einfluß die Zerstörung der kranken Knollen beschleunigt wird. Nur sind je nach den äußeren Umständen die Erscheinungen bei dieser Knollenfäule und die Fäulnispilze, welche sie begleiten, verschiedener Art. Sind die Aufbewahrungsräume trocken, so schrumpft der Knollen zu einer bröckeligen, zuletzt hart werdenden Masse zusammen, was man als trockene Fäule bezeichnet. Meistens siedeln sich auf den trockenfaulen Knollen, vielerlei Schimmelpilze an, welche in Form weißer Polster hervorbrechen, die später gelbliche, zimmetfarbene, grünliche oder bläuliche Farbe annehmen. Am häufigsten bestehen diese Schimmel aus *Fusisporium Solani* Mart. und *Spicaria Solani* Harting. Beides sind nach Reinke¹⁾ Conidienformen von Kernpilzen, das erstere gehört zu *Hypomyces Solani*, die letztere zu *Nectria Solani*. Beide sind von *Phytophthora* schon im Myceliumzustande leicht zu unterscheiden; denn die Myceliumfäden sind mit Querscheidewänden versehen und wachsen nicht bloß zwischen den Zellen, sondern auch ins Innere derselben hinein und pflegen hier gewöhnlich sich in die Stärkekörner einzubohren und dieselben in verschiedenen Richtungen zu durchwuchern, so daß dieselben wie von unregelmäßigen Kanälen durchbohrt und wie zerfressen aussehen. Auf gesunde, lebende Knollen geimpft, vermögen aber die Sporen dieser Pilze, wie de Bary und Reinke gezeigt haben, keine Erkrankung hervorzubringen, da sie eben keine Parasiten sind. Wenn nur ein Stück eines Knollens erkrankt war und dann trockenfaul geworden ist, so grenzt sich oft der lebende saftige Teil durch eine Korkschicht von dem toten ab, wodurch dem letzteren der Saftzutritt abgeschnitten ist, was sein Vertrocknen beschleunigt. Die Korkschicht stellt eine braune, lederartig zähe Schicht dar, welche der erkrankten Partie überall folgt, also bald nur oberflächlich vorhanden ist, bald ins Innere des Knollens eindringt, viele Rinden oder selbst große Hohlräume in dem Knollen auskleidet. Das durch eine solche Korkschicht abgeschnittene trockenfaule Gewebe erscheint, wenn es noch nicht ganz vernichtet ist, oft mehr oder weniger weiß pulvrig; es besteht dann noch aus vielen Stärkekörnern, die besonders stark in der beschriebenen Weise verpilzt sind. In feuchter Umgebung aber verwandelt sich der abgestorbene Knollen in eine jauchige, übelriechende Masse; dieses ist die sogenannte nasse Fäule, bei welcher Bakterien die Fäulniserreger sind (S. 21); hier werden auch die Wände der Zellen gelöst und deshalb nimmt das Gewebe eine jauchige Beschaffenheit an, wobei aber die Stärkekörner länger erhalten bleiben. Diese Fäulnis verbreitet sich rascher im Knollen weiter, und dabei ist auch die Bildung einer dem weiteren Vordringen der Verderbnis Einhalt thuenenden Korkschicht erschwert. Daß

¹⁾ Die Fäulnis der Kartoffel durch Pilze. Berlin 1879.

die franken Knollen geringere Trockensubstanz und höheren Mineralstoffgehalt und daß die franken Partien der Knolle viel weniger Zucker aber mehr Stickstoff als die weißen gesunden Partien der Knollen enthalten, wie Gilbert¹⁾ ermittelt hat, läßt sich alles leicht aus der bekannten Wirkung des Pilzes auf die Zellen erklären. Die von der Kartoffelkrankheit befallenen Knollen verwertet man am besten zur Brennerei und Stärkefabrikation. Auch die Verwendung als Viehfutter ist unbedenklich; man kann sie zu diesem Zwecke konservieren durch Dämpfen und Einstampfen in Gruben oder Einsäuern in rohem Zustand.

In jedem von der echten Kartoffelkrankheit ergriffenen Blatte ist die *Phytophthora infestans* mit Sicherheit zu finden. In der ganzen Umgebung der gebräunten Flecke wächst das Mycelium reichlich im Mesophyll, zwischen den Zellen desselben in verschiedenen Richtungen wuchernd, in Form einzelliger, stellenweise verzweigter, reich mit Protoplasma erfüllter Schläuche von 0,003–0,0045 mm Dicke, welche meist keine Haustorien besitzen. Dieses Mycelium verbreitet sich von der franken Stelle aus allseitig centrifugal im Blatte weiter. In der äußersten Zone, die soeben vom Mycelium erreicht ist, hat das Gewebe noch völlig normale Beschaffenheit. Weiter rückwärts, wo der Pilz schon reichlicher entwickelt ist, beginnt das Gewebe seinen Turgor zu verlieren; das Blatt, wiewohl noch grün, erweist sich hier weicher. Diesem Zustande folgt dann rasch das vollständige Absterben, wobei die Zellen stärker zusammenfallen, der Inhalt desorganisiert und braun gefärbt, die Membranen ebenfalls gebräunt werden. In dem völlig getöteten Gewebe ist der Pilz ebenfalls abgestorben; er findet als Schmaroger hier nicht mehr seine Ernährungsbedingungen. Dieses Verhalten beweist, daß der Pilz die Zellen krank macht und durch sein Umsichgreifen die Ausbreitung der Krankheit im Blatte bewirkt. In jener Zone um den franken Fleck, in welcher das Mycelium entwickelt ist, werden auch die Conidienträger gebildet. Bedingung dazu ist, wie schon angedeutet, eine gewisse Feuchtigkeit der umgebenden Luft; denn bei trockenem Wetter vegetiert das Mycelium im Blatte, ohne Fortpflanzungsorgane zu erzeugen. Zweige der Myceliumschläuche dringen an der Unterseite des Blattes durch die Spaltöffnung nach außen und wachsen hier zu den baumförmigen, bis 1 mm hohen Conidienträgern heran (Fig. 9 A, B), welche durch ihre große Anzahl den erwähnten schimmelähnlichen Saum um die franken Flecken hervorbringen. Der aus der Spaltöffnung hervorstehende Schlauch bekommt eine dickere Membran als die Myceliumschläuche und erfüllt sich reichlich mit Protoplasma; entweder wächst er zu einem einzigen Conidienträger heran, oder er treibt unmittelbar über der Spaltöffnung mehrere seitliche Ausstülpungen, welche ebenfalls zu je einem Conidienträger auswachsen, so daß ein Büschel solcher aus der Spaltöffnung hervorragt. Auf den Blattnerven, welche keine Spaltöffnungen besitzen, kommen auch Conidienträger einzeln oder in Büscheln vor; hier drängt sich der Conidienträger zwischen je zwei Epidermiszellen nach außen. Die Conidienträger sind in der oberen Hälfte entweder monopodial mit ein oder mehreren Ästen besetzt, welche einfach sind oder wieder einen oder wenige seitliche Ästchen treiben, oder sie sind seltener zwei- bis dreimal gabelig in Äste geteilt, dabei einzellig oder in ihrem Hauptstamme durch einige Querscheidewände geteilt.

Der Pilz
der franken
Blätter.

¹⁾ Mejer. in Zust botan. Jahresber. 1889, II. pag. 198–199.

Die Ästchen letzter Ordnung sind zwei bis dreimal dünner; jedes bildet an der Spitze durch Anschwellung seines Endes und Einwandern des Protoplasmas in die Anschwellung eine Conidie. Nach Abschnürung derselben wiederholt sich die Conidienbildung in der oben beschriebenen Weise. Die

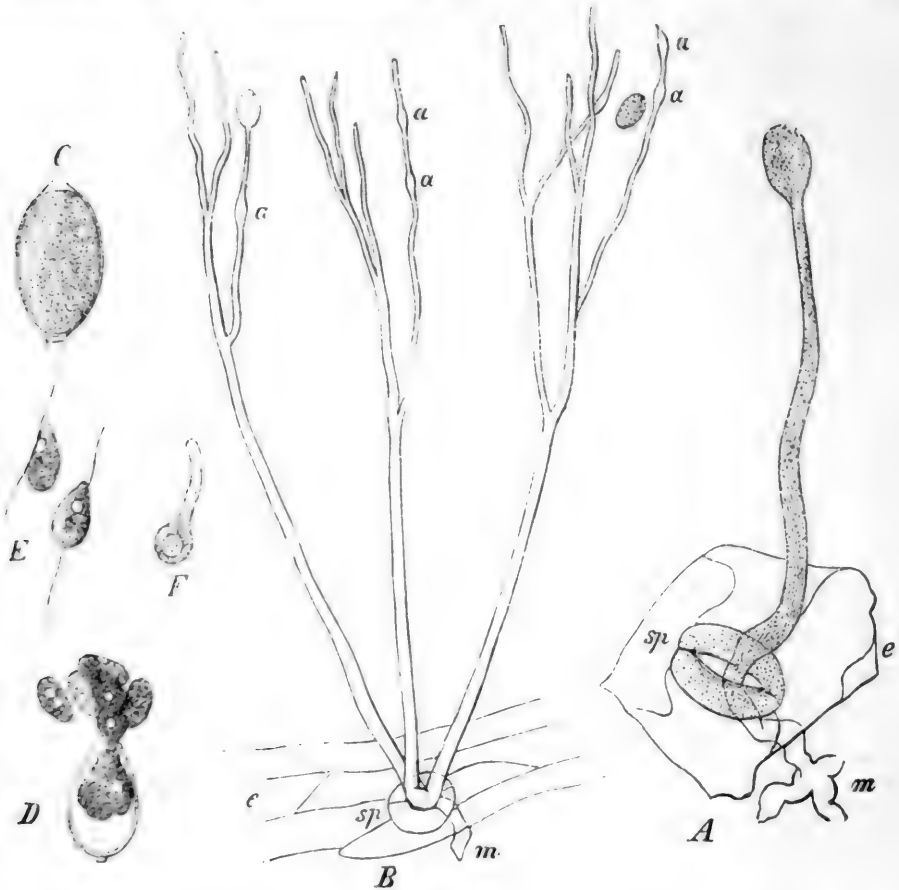


Fig. 9.

Der Parasit der Kartoffelkrankheit (*Phytophthora infestans* de By.) auf den Blättern.

A Ein Stückchen der abgezogenen Epidermis *e* von der Unterseite des Blattes an einer kranken Stelle. Aus der Spaltöffnung *sp* ist als unmittelbare Fortsetzung des im Innern des Blattes befindlichen Myceliumschlauches *m* ein junger Conidienträger angewachsen, der noch unverzweigt ist und auf seiner Spitze die erste Conidie zu bilden beginnt. 200 fach vergrößert. B Ein Stück Epidermis *e* mit einem vollständig entwickelten Conidienträger, der aus der Spaltöffnung *sp* hervorgewachsen ist, mit dem darunter sichtbaren Myceliumstück *m* zusammenhängt und zu einem Büschel verzweigter Conidienträger geworden ist. *a* die eigentümlich angeschwollenen Stellen an den Enden der Äste, welche die Orte früherer Sporenbildung anzeigen. 120 fach vergrößert. C Eine reife Conidie, an der Spitze mit der Papille, am Grunde mit dem Stielchen. 500 fach vergrößert. D Eine Conidie, in der Form eines Zorangiums keimend, die jungen Schwärmsporen ausschüpfend. 400 fach vergrößert. E Zwei entwickelte Schwärmsporen. 400 fach vergrößert. F Eine aus einer Schwärmspore gewordene ruhende Spore, mit Keimschlauch keimend. 400 fach vergrößert.

Conidien sind von ovaler Gestalt, im längeren Durchmesser durchschnittlich 0,027 mm, an der Basis mit einem ganz kurzen Stielchen versehen, indem die Abgliederung des Fadens ein wenig unterhalb des Ansatzes der Spore stattfindet. An Scheitel besitzen sie eine kleine Papille als verdickte Stelle der sonst gleichförmigen, glatten, mäßig dicken, farblosen Membran; der Inhalt ist ganz mit körnigem Protoplasma erfüllt (Fig. 9 C).

Die kranken Knollen enthalten denselben Parasiten: Myceliumschläuche, in jeder Beziehung denjenigen in den Blättern gleich, wuchern zwischen den großen, mit Stärkekörnern erfüllten Parenchymzellen, selten in dieselben kurze haustorienartige Zweige sendend. Die von dem Pilzmycelium umwachsenen Zellen zeigen gebräuntes Protoplasma, ihre Stärkekörner lösen sich langsam auf, indem sie in der Richtung der Breite schneller abnehmen und daher mehr spindelförmig werden. Die Mycelschläuche finden sich nicht bloß in den gebräunten Stellen, die auf dem Durchschnitte durch einen kranken Knollen sichtbar sind, sondern auch bereits im Umkreise derselben, zwischen Zellen, die noch keine Spur einer Bräunung der Membran oder des Protoplasmas zeigen und überhaupt noch völlig gesund erscheinen. So ist auch hier vor der Erkrankung der Zellen der Parasit zwischen ihnen vorhanden und giebt sich dadurch wiederum als die Ursache jener zu erkennen. Daß dieses Mycelium wirklich der *Phytophthora* angehört, läßt sich leicht nachweisen, wenn man durchschnittenen kranken Knollen, am besten in den ersten Stadien der Krankheit, wo noch keine Schimmelpilze sich angesiedelt haben, unter Glasglocken feucht hält; an den Schnittflächen treiben dann die Mycelfäden die charakteristischen Conidienträger, die dann wie ein weißer Schimmel um die braunen Flecken sich erheben (Fig. 10).

Der Pilz
der kranken
Knollen.

Der Pilz wurde schon im Jahre 1845 gleichzeitig von Fr. Libert und von Montagne an den kranken Kartoffelpflanzen beobachtet. Zene beschrieb ihn unter dem Namen *Botrytis devastatrix*, dieser nannte ihn *B. infestans*. Bald danach ist er von Unger¹⁾, Caspary²⁾ und de Bary³⁾ als Peronosporacee erkannt und benannt worden. Daß dieser Pilz auch wirklich die Ursache der Kartoffelkrankheit ist, ist durch das Folgende, was wir über die Entwicklung desselben wissen, unwiderleglich dargethan. Die Conidien sind vom Augenblick ihrer Reife an keimfähig und keimen bei Anwesenheit von Feuchtigkeit schon nach wenigen Stunden. Entweder treibt die Conidie unmittelbar einen Keimschlauch, der sich an der Papille derselben entwickelt. Häufiger spielt sie die Rolle eines Sporangiums, ihr Inhalt zerfällt in eine Anzahl (6–16) gleich großer Portionen, die zu ebensoviel Schwärmsporen sich ausbilden (Fig. 9 D u. E). Letztere verlassen durch die Öffnung, die sich durch Auflösung der Papille bildet, das Sporangium. Sie sind ungleichhälftig oval, nahe dem spitzen Ende mit einem hellen, runden Fleck versehen, hinter welchem zwei lange Cilien sitzen, die nach vorn und hinten gerichtet sind. Nach höchstens halbstündigem Schwärmen im Wasser kommen die Zoosporen allmählich zur Ruhe, runden sich ab und umgeben sich mit einer Zellhaut, worauf sofort die Keimung unter Bildung

Der Pilz
als Ursache der
Kartoffel-
krankheit.
Künstliche
Infektions-
versuche.

¹⁾ Botan. Zeitg. 1847, pag. 314.

²⁾ Monatsber. d. Berliner Akad. 1855.

³⁾ Journal of Botany 1876, pag. 105, und Die gegenwärtig herrschende Kartoffelkrankheit. Leipzig 1861.

eines Keimschlauches beginnt (Fig. 9 F). de Bary¹⁾, welcher diese Verhältnisse zuerst beobachtete, hat auch das Eindringen der Keime in gesunde

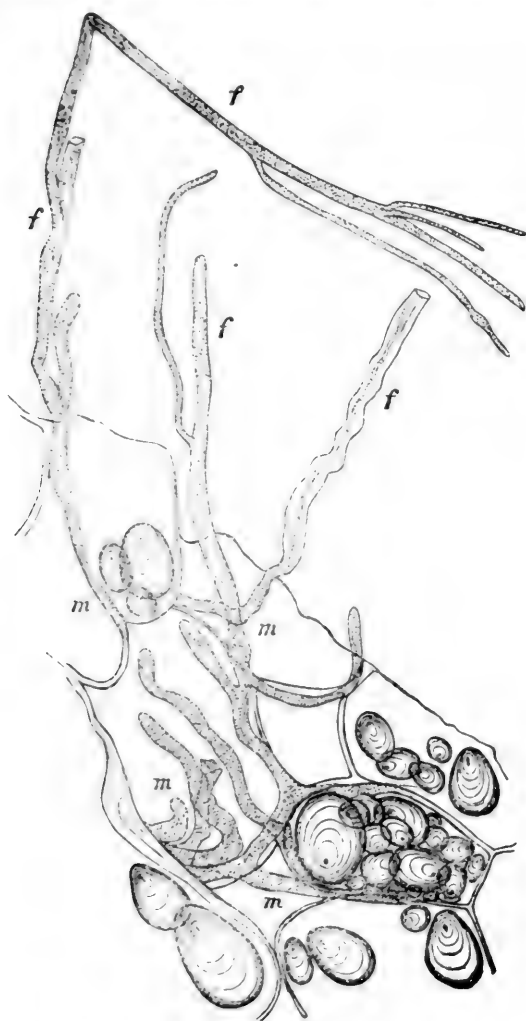


Fig. 10.

Der Parasit der Kartoffelkrankheit (*Phytophthora infestans* de By.) an den Knollen. Stück eines Durchschnittees von der Schnittfläche eines kranken Knollen, an welchem Conidienträger des Pilzes fff (hier zum Teil abgeschnitten) hervorgeproßt sind, denjenigen auf den Blättern gleich; sie treten als Fortsetzungen der Myceliumschläuche m hervor, welche man zwischen den mit Stärkekörnern erfüllten Zellen in großer Zahl bemerkt. Ungefähr 150fach vergrößert.

dies ist zuerst Speerschnieder²⁾ gegliückt. Nimmt man unzweifelhaft gesunde Kartoffeln und befestigt auf ihnen franke Blattstücke, welche reife

Stengel und Blätter der Kartoffelpflanze verfolgt und nachgewiesen, daß auf diese Weise die Blätter mit der Krankheit infiziert werden. Die Keimschläuche dringen durch die Außenwand der Oberhautzellen in diese ein. Der durch die Zellwand gehende Teil des Keimschlauches bleibt sehr dünn, das eingedrungene Stück schwillt wieder blasenförmig an und verlängert sich zu einem Myceliumschlauch; der Inhalt der Spore wandert in das eingedrungene Stück über. Letzteres wächst nun aus der Epidermiszelle in die Intercellulargänge des darunter liegenden Gewebes. Sporen, die in der Nähe einer Spaltöffnung liegen, können ihren Keimschlauch auch durch diese in die Pflanze senden. Überall, wo ein Keimschlauch eingedrungen und mit Zellwänden in Berührung getreten ist, erscheinen die letzteren intensiv braun gefärbt, und die Färbung kann sich dann auf die nächst benachbarten, nicht direkt vom Pilzfaden berührten Zellen verbreiten. Dann stirbt auch der Zellinhalt unter Bräunung ab. Wir haben also in diesen Erscheinungen den Anfang der Krankheit vor uns.

Auch die Erkrankung der Knollen kann man durch Infektion mit Sporen erzeugen;

¹⁾ Kartoffelkrankheit, pag. 16—26.

²⁾ Bot. Zeitg. 1857, pag. 151,

Conidien tragen, entweder auf die Schnittfläche der zerteilten oder auf die Schale der unverfehrten Knollen, so tritt nach wenigen Tagen an den befallenen Stellen die für die Knollenkrankheit charakteristische Bräunung auf, und in diesen Stellen findet sich das Mycelium des Pilzes. Es genügt sogar, um gesunde Kartoffeln anzustecken, nach de Bary's Versuchen, wenn Conidien auf der Oberfläche eines pilzfreien Bodens ausgestreut werden, in welchem die Knollen 1 bis mehrere Centimeter tief untergebracht worden sind, auch wenn der Boden nur mäßig begossen wird. In den unverfehrten Knollen dringen die Keimschläuche, indem sie die Kortzellenschichten quer durchwachen.

Wenn es nun auch unzweifelhaft ist, daß allein die *Phytophthora* die Überwinterung Kartoffelkrankheit verursacht, so ist doch die Frage, wie der Pilz alljährlich ^{des Pilzes.} zuerst auf den Acker und in das Kraut und die Knollen gelangt, was in ^{Dosporen-Frage.} sehr verschiedener Weise denkbar ist, noch nicht nach allen Richtungen aufgeklärt. Die Conidien, welche im Sommer auf einem kranken Kartoffelacker gebildet werden und hier unzweifelhaft den Pilz und die Krankheit von Stock zu Stock verbreiten, behalten bis zum nächsten Frühjahr ihre Keimkraft nicht, sondern verlieren nach de Bary's Prüfung dieselbe, wenn sie trocken aufbewahrt werden, nach mehreren Wochen und jedenfalls vor Ablauf des Winters; und diejenigen, welche in den feuchten Ackerboden gelangen, dürften noch rascher vergehen, weil sie keimen und weil es bekannt ist, daß ihre Keimschläuche wenn sie nicht in eine Nährpflanze eindringen können, sehr bald absterben. Die vorjährigen Conidien können also die Krankheit nicht veranlassen. Zweitens könnte nach Analogie vieler anderer Peronosporaceen an etwaige Dosporen gedacht werden, welche überall, wo sie vorkommen, als Dauerporen fungieren und zur Überwinterung der betreffenden Peronosporaceen bestimmt sind. Während nun aber beim Kartoffelpilz gewöhnlich nie eine fernelle Sporenbildung zu beobachten ist, behauptete eine Reihe englischer Mykologen, die fraglichen Dosporen der *Phytophthora* gefunden zu haben. Schon 1845 wurde von Montagne in den Interzellulargängen faulender Kartoffeln ein Fadenpilz beobachtet mit interstitiell in den Fäden stehenden stacheligen Sporen, den er *Artotrogus hydnosporus* nannte. Smith¹⁾ hat nun 1875 in kaffeeelkrankten Blättern, die er in Wasser faulen ließ, reichlich Myceliumsfäden mit anhängenden sporenähnlichen Körpern von zweierlei Art gefunden: die einen größer und bisweilen einen stacheligen Körper enthaltend, welcher *Artotrogus* glich, die andern kleiner und an dünnen Fäden sitzend. Jene erklärt er für die Oogonien, diese für die Anthecidien der *Phytophthora* der Kartoffelkrankheit, eine Behauptung, welcher auch Berkeley²⁾ beipflichtete. Smith³⁾ hat die vermeintlichen Dosporen gesammelt und in versiegelten Flaschen mit etwas Wasser über Winter aufbewahrt. Die Mehrzahl derselben soll während dieser Zeit bis auf das Doppelte ihres Durchmessers sich vergrößert haben und ihre Membran dunkelbraun und warzig oder nachelig geworden sein. Im Frühjahr sei Bildung von Zoosporen erfolgt, die in einer gemeinschaftlichen Blase aus der Dospore hervortraten, mit zwei Cilien schwärmten, nach einiger Zeit zur Ruhe kamen und Keimschläuche trieben. Auf Kartoffelscheiben ausge-

1) Gardener's Chronicle 1875, 10. Juli.

2) Gardener's Chronicle 1876, Bd. V, pag. 402.

3) l. c. 1876, Bd. VI. pag. 10—12 u. 39—42

jaet sollen sie Mycelien mit den Conidienträgern der *Phytophthora* hervor- gebracht haben. Später seien Zoosporen auch direkt in Keimschläuche aus- gewachsen. Hiergegen ist erstens zu bemerken, daß eine Bildung von Zoosporen unter diesen Umständen bei allen übrigen Peronosporaceen un- erhört ist, denn diese Organe werden immer in der lebenden Nährpflanze, in der Regel sogar unter eigentümlichen hypertrophischen Erscheinungen derselben gebildet. Nun haben aber die sorgfältigsten Nachforschungen, die auf alle Teile kranker Kartoffelpflanzen gerichtet wurden, niemals diese Or- gane finden lassen. Zweitens ist es durch de Bary's¹⁾ spätere Unter- suchungen wenigstens sehr zweifelhaft geworden, daß die Smith'schen Körper Organe der *Phytophthora* sind. Wenn kranke Kartoffelstücke in Wasser gelegt werden, so treibt das Mycelium des Parasiten auch in das Wasser Zweige, welche sich wie Conidienträger verzweigen, auch Zoosporen bilden; aber Dogonien entstehen an ihnen nicht und der Parasit stirbt mit beginnender Fäulnis ab. Nun hat aber de Bary in alten Knollen, welche im Boden ihre Sprossen getrieben hatten und schon stark einge- schrumpft waren, sowie in solchen Knollen und in solchem Kraut, welches durch *Phytophthora* getötet war, verschiedene andre Peronosporaceen gefunden, welche dort saprophytisch leben, besonders *Pythium Artotrogus*, *P. de Bary- anum* und *P. vexans*, mit deren Dogonien und Antheridien wahrschein- lich die vermeintlichen Geschlechtsorgane der *Phytophthora* verwechselt worden sind. Wenn die aus den Zoosporen dieser Pilze kommenden Schwärmsporen auf Teile der Kartoffelpflanze gejaet werden, so starben sie ab und drangen nie in das Gewebe ein, während sie z. B. auf verschiedenem toten Material üppig gediehen. Auch Sadebeck²⁾ fand in erkrankten Kartoffelpflanzen das *Pythium de Baryanum* und konstatierte dabei die Abwesenheit der *Phytophthora*. Die Angabe Smorawski's³⁾, er habe an einem einzigen Präparate junge Dogonien im Zusammenhange mit den Conidienträgern der *Phytophthora infestans* gesehen, kann wegen sehr flüchtiger Beobachtung keinen Wert beanspruchen. Es muß also angenommen werden, daß der *Phytophthora* in der Kartoffelpflanze keine überwinternden Zoosporen bildet.

Überwinterung
des Pilzes
in den Knollen.

Dagegen ist es sicher, daß die *Phytophthora* sich den Winter über durch das in den Knollen perennierende Mycelium erhält. Die während des Winters in den Aufbewahrungsräumen liegenden Kartoffeln enthalten das Mycelium des Pilzes; dieses lebt mit den Knollen weiter, so lange diese der Krankheit nicht erlegen sind. Der Pilz hat aber in den Aufbewahrungs- räumen auch Gelegenheit und günstige Bedingungen, Conidienträger zu entwickeln und durch Conidien sich fortzupflanzen. An etwaigen Wund- stellen der kranken Flecken der Knollen, sowie auf den jungen Anfängen der Triebe, die sich Ende Winters aus den Augen zu entwickeln beginnen, und in die das Mycelium aus den kranken Knollen eingedrungen ist, kommen mit selten Conidienträger zum Vorschein⁴⁾. Diese Conidien können nun teils noch während der Aufbewahrung die gesunden Knollen und Trieb-

¹⁾ Journal of Botany 1887, pag. 105 ff. und Botan. Zeitung 1881, pag. 617.

²⁾ Bot. Zeitg. 1876, pag. 268.

³⁾ Landwirtsch. Jahrb. XIX. 1890, pag. 1 ff.

⁴⁾ Berol. Mühl., Zeitschrift der landw. Centralver. d. Prov. Sachsen 1871, Nr. 11.

anfänge inficieren, teils werden sie sich bei der Aussaat mit auf die Felder verbreiten und hier auf den jungen Trieben geeignete Bedingungen für ihre Entwicklung finden. Noch sicherer gelangt aber der Pilz durch das in den Saatknohlen lebende Mycelium auf den Acker denn es ist auch bei der sorgfältigsten Auslese der als Saatgut zu verwendenden Kartoffeln unmöglich, jede kranke Stelle eines Knollens zu erkennen. In den in den Boden ausgelegten kranken Knollen können sich aber, wie ebenfalls durch Beobachtung nachgewiesen ist, in derselben Weise wie in den Aufbewahrungsräumen, Conidienträger bilden. Besonders aber ist hier nun das Mycelium selbst wieder weiterer Entwicklung fähig. De Bary¹⁾ hat nachgewiesen, daß in der That das Mycelium in den Saatkartoffeln durch die jungen Triebe emporwächst und hier endlich die Krankheit des Laubes erzeugt. Ist das Mycelium nur spärlich in einen Trieb eingedrungen, so kann derselbe äußerlich gesund erscheinen und sich zunächst normal entwickeln. Wenn aber das Mycelium in reichlicher Menge in einen Trieb gelangt ist, so wird dieser bald getötet. Es kommt daher vor, daß schon beim Austreiben der Knollen einzelne junge schwarzgewordene Triebe gefunden werden, welche das Mycelium massenhaft enthalten und leicht Conidienträger erscheinen lassen. Diese ersten Anfänge der Krautverderbnis und der Bildung frischer Conidien werden zwar, wenn einigermaßen gute Saatkartoffeln gelegt worden sind, nur sehr vereinzelt und unbemerkt auftreten, aber sie genügen bei der von nun an wachsenden Vermehrungsfähigkeit des Pilzes, um denselben früher oder später zu auffallenderer Erscheinung zu bringen. De Bary²⁾ hat dies auch bei Pflanzungen im freien Lande konstatiert. Im März infizierte Knollen wurden im April ausgepflanzt; einzelne der getriebenen Sprossen wurden braun und enthielten das Mycelium; von diesen aus wurde dann schon im Mai eine weiter gehende Erkrankung der Blätter beobachtet. Diesen Ergebnissen widerstreiten nicht die von Andern gemachten Beobachtungen, wonach kranke Saatkartoffeln, die noch stückweise gesund gewesen sind, bei trockener Aufbewahrung im nächsten Jahre gesunde Pflanzen mit gesunden Knollen ergeben haben³⁾; es geht daraus nur hervor, daß das Mycelium aus einem kranken Knollen nicht notwendig auch in den Trieben emporwachsen muß, was übrigens schon die de Bary'schen Versuche gelehrt haben.

Daraus ergibt sich, daß die Keime des Kartoffelpilzes in jedem Jahre mit den Saatknohlen selbst gelegt werden und daß von diesen der Pilz der Krautfäule seine Herkunft ableitet. Selbstverständlich werden schon ein oder wenige von Hause aus kranke Stauden in einem Acker genügen, um als Infektionsherde die Verseuchung des ganzen Ackers zu veranlassen, wegen der schnellen Vermehrung des Pilzes durch Sporen. Weiter ergibt sich, daß die Infektion der neuen Knollen teils direkt von dem krank gewesenen Mutterknollen ausgeht, indem das Mycelium aus diesem durch die Stolonen in jene hineinwachsen kann, teils und hauptsächlich aber, wie die oben angeführten

Wie die Infektion der Kartoffelpflanze geschieht.

¹⁾ Kartoffelkrankheit, pag. 48 ff.

²⁾ Journal of Botany 1876

³⁾ Vergl. z. B. Reeb, Zeitschr. d. landw. Centralver. d. Prov. Sachsen 1872, Nr. 4. Anderweitige derartige Angaben finden sich bei Pringsheim, Annalen der Landwirtschaft Bd. 44, 49 und 57 und Landwirtschaft. Jahrbücher 1876, pag. 1137.

Andere
Nährpflanzen
des Kartoffel-
pilzes.

Versuche Speerschneider's und de Bary's gezeigt haben, durch die auf dem kranken Laube erzeugten Conidien, welche durch die Luft und dann durch den Boden auf die Knollen gelangen, sei es auf die eigenen Knollen der Pflanze, sei es auf weitere Entfernungen hin nach andern Pflanzen.

Es ist aber noch ein anderer Weg denkbar, auf welchem Kartoffelpflanzen mit dem Pilze infiziert werden könnten. Denn die *Phytophthora* lebt außer auf der Kartoffelpflanze noch auf einigen andern Arten der Gattung *Solanum*, jedoch fast nur auf solchen, die mit jener die süd- oder mittelamerikanische Heimat teilen. So besonders auf dem in den Gärten kultivierten, ebenfalls fiederblättrigen und ausläufertreibenden Arten, wie *Solanum tuberosum* Lindl., *S. stoloniferum* Schl., *S. utile* Kz., *S. Maglia* Molin., *S. verrucosum* Schl., und auf dem Bastard *S. utile-tuberosum* Kz., ferner auf den in unsern Gärten häufig kultivierten Tomaten (*S. Lycopersicum*), deren Laub oft durch den Pilz erkrankt, sowie auf dem australischen *S. laciniatum* Ait. Vagerheim¹⁾ beobachtete den Pilz auch in Ecuador auf den dort der schmachtigen Früchte wegen kultivierten „Pepinos“ (*Solanum muricatum* Ait.), welche er zur Fäulnis bringt. Nach de Bary läßt sich der Pilz kümmerlich auch auf *Solanum Dulcamara* kultivieren, meidet aber übrigens streng unsre einheimischen Nachtschattenarten, die wie *S. nigrum* u. a. als Unkräuter auf Kulturland wachsen. Ferner fand ihn Berkeley auf den Blättern von *Anthocereis viscosa*, einer neuholländischen *Scrofulariacee*, und de Bary in einem Garten bei Straßburg auf der chilenischen *Scrofulariacee* *Schizanthus Grahami*. Indessen ist die Annahme naheliegend, daß wenn der Pilz auf diesen Pflanzen gefunden wird, er umgekehrt erst von der Kartoffelstaude auf diese übergegangen ist. Auf allen diesen Pflanzen ruft übrigens der Pilz dieselben Krankheits Symptome hervor, und auf keiner ist er mit Sporen gefunden worden.

Historisches.

Die im Vorstehenden charakterisierte Kartoffelkrankheit ist erst seit 1845 in Europa allgemein bekannt. Nachdem sie in den Jahren 1843 und 1844 in Nordamerika zuerst besorgniserregend aufgetreten war, brach sie in dem nächsten Sommer des Jahres 1845 epidemisch in den kartoffelbauenden Ländern Europas aus und dauerte in gleich verheerender Weise bis 1850. Seitdem hat sie zwar an Heftigkeit nachgelassen, ist aber nicht verschwunden; sie zeigt sich fast in jedem Jahre: in trockenen Sommern schwach und selten, in allen nassen Jahren in starkem Grade und allgemein verbreitet. Es ist unzweifelhaft, daß sie schon vor 1845 in Europa gewesen ist; da aber erst in diesem Jahre durch die Heftigkeit ihres Ausbruches die allgemeine Aufmerksamkeit auf sie gelenkt wurde und erst seit dieser Zeit ihre genauere Kenntniss begonnen hat, so läßt sich die Identität von Erkrankungen der Kartoffel, über die aus früheren Jahren berichtet wird, mit der gegenwärtigen nicht mehr mit Sicherheit feststellen. Indessen versichern zuverlässige Beobachter, welche den Ausbruch der Krankheit 1845 erlebten, daß es dasselbe Uebel sei, welches schon seit Anfang der vierziger Jahre stellenweise in Deutschland aufgetreten ist, und in Frankreich soll die Krankheit längst vorhanden gewesen sein, aber nur wegen geringer Verbreitung keine allgemeine Aufmerksamkeit erregt haben²⁾. Dies deutet darauf hin, daß wahrscheinlich schon in früher Zeit der Pilz mit der Kartoffel nach Europa

¹⁾ Mejer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II. 1892, pag. 161.

²⁾ Vergl. de Bary, Kartoffelkrankheit, pag. 64.

gekommen und hier erst nach langer Dauer unbemerkten Auftretens die jetzige Verbreitung erlangt hat. In der Heimat der Kartoffel, den Hochländern des wärmeren Amerikas, ist die Krankheit von jeher heimisch. Ihre Einwanderung in die alte Welt hat wahrscheinlich mit den Knollen stattgefunden, weil in diesen das Mycelium des Parasiten perenniert.

Wenn auch die *Phytophthora* die alleinige Ursache der Kartoffelkrankheit ist, so haben doch Witterung und Boden einen großen Einfluß auf die Entwicklung des Pilzes und somit auf die Ausbreitung der Krankheit. Die wichtigste, wenn nicht einzige Rolle hierbei spielt die Feuchtigkeit. Alles, was einen dauernd hohen oder plötzlich sich steigenden Feuchtigkeitsgrad der Luft und des Bodens bewirkt, befördert die Krankheit. So ist es unzweifelhaft, daß die Epidemie, die wahrscheinlich durch die Verbreitung der *Phytophthora* über die kartoffelbauenden Länder längst vorbereitet war, infolge der abnorm nassen Witterung des Jahres 1845, die dem Pilz mit einem Male ungewöhnlich günstige Bedingungen schuf, plötzlich überall zum Ausbruch kam. In regenreichen Jahren tritt seitdem immer die Kartoffelkrankheit bedeutend stärker auf als in trockenen Sommern. Wenn auf trockene Tage regnerisches Wetter oder kühlere, die Taubildung befördernde Witterung folgt, so erscheint sie nicht selten plötzlich. Eriksson's¹⁾ Beobachtungen in Schweden haben freilich keinen genauen Parallelismus zwischen der Regenmenge und der Intensität der Krankheit ergeben. Eher schien eine ungefähr vierjährige Periode allmählicher Steigerung mit darauf folgendem Abfallen zu einem Minimum zu bestehen. Eingeschlossene Lagen, wie zwischen Wald oder in engen Thälern, desgleichen nasser Boden, wo also häufig Nebel- und Taubildung stattfindet, zeigen gewöhnlich die Kartoffelkrankheit stärker als freie Lagen und trockene Böden. Und aller Einfluß, den man überhaupt den Bodenarten und der Düngung zugeschrieben hat, möchte vielleicht nur auf den verschiedenen Feuchtigkeitsverhältnissen derselben beruhen. Trockne leichte Böden, namentlich Sandböden, zeigen die Krankheit weniger stark als die schwereren Bodenarten. Die fördernde Wirkung des erhöhten Wasserdampfgehaltes der Luft beruht einestheils darauf, daß der Pilz in einer Pflanze, deren Verdunstung gehindert ist, viel rascher zu wachsen und um sich zu greifen scheint, andernteils und hauptsächlich darauf, daß in feuchter Luft die Bildung von Conidienträgern, die in trockener Umgebung fast ganz unterbleibt, mächtig hervorgerufen und dadurch eine bedeutende Vermehrung des Pilzes bewirkt wird (s. oben), sowie daß die Bildung von Schwärmsporen, die Keimung und das Eindringen derselben nur bei Gegenwart von Feuchtigkeit (Regen- oder Tauwasser) möglich ist. Die Höhe über dem Meere scheint ohne Einfluß zu sein, soweit nicht die größere Feuchtigkeit der Gebirgsgegenden förderlich wirkt; die Krankheit geht vom Tieflande bis an die obere Grenze des Kartoffelbaues.

Einfluß
von Witterung
und Boden.

Die Kulturmethoden haben keinen besonders ersichtlichen Einfluß gezeigt. Einen Schutz gegen die Krankheit versprach man sich eine Zeitlang von der Gülich'schen Anbaumethode, bei welcher die neuen Knollen sich in Erdhügeln bilden, höher als die tiefsten Stellen der Bodenoberfläche, an denen sich das Regenwasser, welches viele Sporen von den Blättern abwäscht, sammelt. Die Erfahrung hat aber gezeigt, daß auch in diesem Falle

Einfluß der
Kulturmethode.

¹⁾ Berichte der Botaniska Sällskapet i Stockholm, 14. Nov. 1884.

der Pilz nicht von den neuen Knollen abgehalten wird, was sich leicht aus dem Vorhergehenden erklärt. Indes soll nach den Versuchen von Jensen¹⁾ eine 3 bis 5 Zoll hohe Erdschicht über den Knollen diese vor dem Erkranken schützen, wenn man die Erde mit sporenhaltigem Wasser begießt; bei Sandboden soll schon eine 1,5 Zoll hohe Schicht hierzu genügen. Darauf gründete Jensen ein Verfahren zum Schutze der Kartoffeln gegen die *Phytophthora*, darin bestehend, daß die Pflanzen in 80 cm entfernten Reihen stehend, von einer Seite 26–30 cm hoch angehäufelt werden, so daß das Kartoffelkraut eine merkliche Neigung nach der entgegengesetzten Seite erhält. Nun haben allerdings auch verschiedene Beobachter gefunden, daß bei dem Jensen'schen Verfahren weniger Kranke geerntet werden, nach Marek²⁾ z. B. im Mittel aller Versuche 27,5 Prozent an Kranken, während die gewöhnliche Kulturmethode 35,3 Prozent kranker Knollen ergab. Doch soll nach andern Versuchsanstallern der Ertrag dadurch bedeutend vermindert werden, indem die Knollen sehr klein bleiben, vermutlich weil in den Schutzhäufelungen der Boden außerordentlich stark austrocknet, was der Knollenbildung besonders bei Böden mit geringer Wasserkapazität nachteilig ist³⁾. Für die Beobachtung von Tetius⁴⁾, daß die Kartoffeln der kleinen Leute häufig mehr erkranken als die feineren, selbst wenn beide von gleichem Saatgute stammten, fehlt es zunächst an einer Erklärung; jedenfalls ist es zweifelhaft, ob, wie der Beobachter will, daraus eine Verbreitung der Pilzkeime durch den Dünger zu folgern ist. Vielfach ist auch der Düngung ein Einfluß zugeschrieben worden. Von den verfehlten Ansichten Liebig's und Andrer, daß die Kartoffelkrankheit durch ungenügende Menge von Kali oder Phosphorsäure bedingt sei, kann gegenwärtig keine Rede mehr sein. Vielfach wurde auch behauptet, daß erhöhte Stickstoffdüngung die Krankheit begünstige. Dies hat sich namentlich bei den Versuchen von Gilbert⁵⁾ gezeigt, wo im Mittel aus den Erträgen von zwölf Jahren bei Nichtstickstoffdüngung die Menge der kranken Knollen zwischen 3,15 und 3,45 Prozent, bei Stickstoffdüngung in verschiedener Form zwischen 4,06 und 7,00 Prozent des Gesamtertrages schwankte; indes trat dieser Unterschied nur in der feuchten, nicht in der letzten vierjährigen trockenen Periode hervor. Man hat auch durch Abschneiden des Laubes kranker Äcker die Knollen vor der Krankheit zu schützen gesucht. Es haben sich aber keine besonders ersichtlichen Resultate gezeigt. Jedenfalls bleiben die Knollen ungewöhnlich klein, wenn der Laubkörper der Kartoffelpflanze allzufrüh genommen wird. Und wenn die *Phytophthora* im Anfange der Krankheit schon in unterirdischen Ausläufern sich befindet, oder wenn Sporen des Pilzes von benachbarten Äckern durch den Wind herzugeweht werden, so kann auch trotz

¹⁾ Cit. in Bot. Centralbl. 1883. XV, pag. 380. — Die Kartoffelkrankheit und der Schutz gegen dieselbe durch Anhäufeln mit Erde; cit. in Biedermann's Centralbl. f. Agrif. 1885, pag. 473. Vergl. auch Eriksson, Om Potatissjukan dess Historia och Nature etc. Stockholm 1884.

²⁾ Zur Bekämpfung der Kartoffelkrankheit, cit. in Biedermann's Centralbl. f. Agrif. 1885, pag. 850

³⁾ Vergl. Biedermann's Centralbl. f. Agrif. 1887, pag. 113.

⁴⁾ Zeitschr. d. landw. Centralver. d. Prov. Sachsen 1870, pag. 92.

⁵⁾ Refer. in Zust, botan. Jahresber. 1889 II, pag. 197.

der Entlaubung die Krankheit in den Knollen ausbrechen, wie dies ein Versuch Kühn's¹⁾ gelehrt hat.

Es ist schon von Kühn²⁾ hervorgehoben worden, daß es zwei bestimmte Zeitabschnitte im Leben der Kartoffelpflanze giebt, wo die letztere am empfänglichsten für die Krankheit ist. Am schnellsten erliegen junge Triebe, sobald der Pilz wirklich in sie eingedrungen ist, also z. B. von dem kranken Saatknochen aus. Erwachsene Triebe sind dagegen viel widerstandsfähiger, können also gesund bleiben, wenn sie während ihres Jugendzustandes vom Mycelium des Pilzes nicht erreicht worden sind. In einem späteren Stadium, gegen die Zeit der Reife des Kartoffelkrautes, tritt aber wieder eine größere Empfänglichkeit ein, die eben in dem in dieser Zeit gewöhnlichen starken Ausbruch der Krankheit sich kundgiebt, und womit es eben zusammenhängt, daß zu einer und derselben Zeit, z. B. Anfang August, die früheren Sorten rasch durch den Pilz getötet werden, während die späteren Sorten viel schwächer und zwar um so langsamer erkranken, je spätreifender sie sind. Auch hat Kühn die Beobachtung gemacht, daß frühe Sorten, welche ungewöhnlich spät gelegt wurden, wenig erkrankten, während dieselben Sorten, zur gewöhnlichen Zeit gelegt, stark von der *Phytophthora* befallen wurden. Eine wirkliche Erklärung dieser in der Pflanze selbst liegenden wechselnden Empfänglichkeiten besitzen wir nicht; die Erklärungsversuche Sorauer's³⁾ beruhen auf bloßer Spekulation, nicht auf erwiesenen Thatsachen.

Einfluß des
Entwicklungs-
zustandes
der Pflanze.

Außer Zweifel ist eine verschiedene Empfänglichkeit einzelner Kartoffel-
sorten für die Krankheit. Dieselbe ist schon durch die vergleichenden Ver-
suche, welche auf Anregung der landwirtschaftlichen Akademien in den Jahren
-1871 bis 1873 angestellt worden sind, sowohl bei Kulturen im großen als
auch bei direkten Infektionsversuchen erkannt und seitdem wiederholt bestätigt
worden. Als Beispiel seien die Versuche Marek's⁴⁾ angeführt, welche
z. B. im Jahre 1883 folgende Skala der Widerstandsfähigkeit einzelner
Sorten beobachtete; es lieferten: Garnet-Chili 4,5, Seed 5,4, Thusnelda 6,4,
Paulsen No. I 6,8, Hertha 7,2, Ceres 7,5, Andersen 8,7, Aurora 9,9,
Howora 9,9, Alkohol 12,4, Alkohol violette 12,9 Prozent Kranker. Worauf die
verschiedene Empfänglichkeit indes beruht, läßt sich noch nicht genauer beant-
worten. Die Dicke der Schale dürfte wohl die verschiedene Infizierbarkeit
der Sorten nicht bedingen; denn bei sämtlichen ist die Rorschicht für die
Phytophthora durchdringbar; indes haben sich freilich die dünnchaligen
weißen Sorten zur Erkrankung entschieden mehr als die dickchaligen roten
geneigt erwiesen. Auch könnte an die ungleich starke Ausbildung des Laubes
bei den einzelnen Sorten gedacht werden, weil die größere Laubentwicklung
einen feuchten Raum unter der Pflanze erzeugt, welcher dem Wachstum des
Pilzes förderlich ist. Der Kartoffelzüchter Paulsen⁵⁾ behauptet, daß die-
jenigen Sorten, welche geringen Stärkegehalt besitzen und früh absterben, am
wenigsten gegen die Krankheit widerstandsfähig sind, während die lange
grünbleibenden Sorten sich als die widerstandsfähigsten zeigen. Die von

Empfänglichkeit
der Kartoffel-
sorten.

¹⁾ Berichte aus d. physiol. Labor. des landw. Instit. d. Universit. Halle 1872, pag. 82.

²⁾ l. c. pag. 81.

³⁾ Handbuch d. Pflanzenkrankheiten. 2. Aufl. II. Berlin 1886, pag. 141.

⁴⁾ Cit. in Biedermann's Centralbl. f. Agric. 1886, pag. 49.

⁵⁾ Biedermann's Centralbl. f. Agric. 1887, pag. 107.

mehreren Forschern ausgesprochene Meinung, daß die Kartoffelkrankheit das Zeichen einer Entartung der Kartoffelpflanze sei, entweder einer durch Kultur überhaupt herbeigeführten Ernährungskrankheit¹⁾ oder einer Art Altersschwäche²⁾ wegen des ungeschlechtlichen Vermehrungsverfahrens, ist durch die Entdeckung des Parasiten widerlegt. Aber auch in dem Sinne, daß die Pflanze durch dieses Vermehrungsverfahren etwa krankhaft disponiert ist und darum den geeigneten Boden für die Entwicklung des Pilzes abgiebt, ist der Satz nicht stichhaltig. Denn auch aus Samen erzogene Pflanzen, in denen also der Organismus zu völlig jugendlicher Regeneration gelangt ist, erliegen, wie de Bary gezeigt hat, der *Phytophthora* ebenso wie die aus Knollen gezogenen Pflanzen.

**Bekämpfung-
und Verhütungs-
maßregeln.**

Der Kartoffelkrankheit wird zunächst durch alles das entgegengearbeitet werden können, was die Lebensbedingungen des Pilzes ungünstig beeinflusst. Dahin gehört, soweit es in unsrer Macht steht, Verhütung zu großer Feuchtigkeit, möglichste Trockenheit der Aufbewahrungsräume der Knollen im Winter, Trockenlegung zu nasser Felder durch Drainage, Auswahl freier Lagen, Bevorzugung leichterer und rascher trocknender Bodenarten vor den schweren und darum feuchteren Böden, (Marek, l. c. fand z. B. bei Ausfaat von 46 Kartoffelsorten in Sandboden 14,3 Prozent, in Moorboden 26,1 Prozent, in gefalktem Leimboden 33,2 Prozent, in Humusboden 33,6 Prozent, in Thonboden 36,1 Prozent, in Leimboden 39,1 Prozent an Kranken), Vermeidung zu starker Düngung mit solchen Stoffen, welche den Feuchtigkeitsgrad des Bodens erhöhen, besonders auch des frischen tierischen Düngers, und überhaupt zu starker Stickstoffdüngungen, Anlage der Reihen in der herrschenden Windrichtung und nicht zu dichter Stand der Stauden. Von großer Wichtigkeit würde sein, solche Sorten ausfindig zu machen, welche der Krankheit am stärksten widerstehen, was bei der jetzt so ergiebig gewordenen Züchtung neuer Sorten nicht schwer sein könnte. Man würde dabei das Augenmerk besonders auf die roten Sorten zu richten haben. Indessen ist hierbei nicht auf allgemein gültige Resultate zu rechnen, sondern die Widerstandsfähigkeit der Sorten muß je nach Gegenden besonders ausprobiert werden, weil klimatische und Bodenverhältnisse hierbei mitsprechen dürften und es also denkbar ist, daß in der einen Gegend diese, in einer andern jene Sorte größere Immunität zeigt.

**Verwendung
gesunden
Saatgutes.**

Eine Reihe anderer Mittel richtet sich gegen den Pilz selbst. Obenan steht hier die Verwendung gesunden Saatgutes. Wenn unsre gegenwärtigen Ansichten von der Entstehung des Pilzes nicht falsch sind, so müßte es ein sicheres Radikalmittel zur Vernichtung des Kartoffelpilzes sein, wenn wir im Stande wären, allgemein nur lauter pilzfreie Knollen auszusäen. Es ist also besonders nach solchen Jahren, in denen die Krankheit allgemeiner aufgetreten ist, mit größter Sorgfalt auf möglichst gesundes Saatgut zu achten, alle irgendwie verdächtigen Knollen sind auszuschließen oder womöglich Kartoffeln von Aekern, welche befallen waren, nicht als Saatgut zu verwenden, und das letztere aus Gegenden, wo keine Kartoffelkrankheit herrschte, zu beziehen.

¹⁾ Schleiden, Encyclopädie d. theoret. Naturwissensch. in ihrer Anwendung auf d. Landwirtschaft. 3 Bde. Braunsch. 1853, pag. 468 ff.

²⁾ Zessen, über die Lebensdauer d. Gewächse u. d. Ursachen verheerender Pflanzenkrankheiten. Verhandl. d. Leop. Carol. Akad. 1855.

Daß ein gemeinschaftliches Verfahren aller Besitzer der Gegend nach solchen Prinzipien von größter Wichtigkeit hierbei wäre, liegt auf der Hand.

In der neueren Zeit hat man sich besonders zu Behandlungsweisen der Kartoffelpflanze mit pilztötenden Mitteln gewendet, in der Absicht, daß durch die *Phytophthora* zu töten. Schon früher wurden derartige Mittel probiert. Man empfahl Petroleum, mit Kohle und Kalk gemischt, auf den Acker zu bringen; doch ist dies den Pflanzen selbst schädlich. Versuche, das Laub der Kartoffelpflanze zu schwefeln, wie man den Weinstock zur Verhütung des Mehltaupilzes allerdings mit Erfolg schwefelt, haben hier keine befriedigenden Resultate ergeben. Neuerdings ist nun, zuerst wohl 1887¹⁾, die Behandlung mit den oben erwähnten Kupfermitteln, insbesondere mit der Bordelaiser Brühe (S. 10) bei der Kartoffel probiert worden, nachdem dieses Mittel zur Verhütung der *Peronospora* des Weinstockes sich so gut bewährt hat (s. unten). Nun hat man aber dabei außer Acht gelassen, daß die Lebensweise der *Peronospora* des Weinstockes derjenigen des Kartoffelpilzes durchaus nicht gleich ist: jene lebt nur in den oberirdischen Teilen der Pflanze und da ist es ja begreiflich, daß eine Bedeckung dieser Teile mit Kupferkalk den Pilz am Eindringen hindern oder dasselbe doch wenigstens erschweren wird; bei der Kartoffelpflanze darf bezüglich des Laubes dasselbe gelten; aber hier lebt der Pilz doch auch in den Knollen, die ja durch keine Kupferbedeckung gegen das Eindringen desselben geschützt werden können; es könnte also hier höchstens indirekt eine Verminderung der Knollenkrankung erwartet werden wegen der Verminderung der Pilzfruktifikation auf den Blättern; aber es kommen doch nicht bloß von den Blättern derselben Pflanze, sondern auch aus weiterer Entfernung durch die Luft Sporen unsres Pilzes auf den Acker. Prüft man nun aber die vielen gemachten Versuche, die Kartoffeln mit Kupfer zu besprühen, auf die Frage, ob dadurch die Knollen vor der Erkrankung geschützt worden sind, so geben sie ein negatives Resultat, denn unter den von den besprühten Parzellen geernteten Kartoffeln ergaben sich in der That Kranke, wenn auch wohl weniger als auf den nicht besprühten. Aber nach einer andern Richtung haben diese Versuche ein auffallendes Resultat ergeben: gewöhnlich blieb das Kraut der besprühten Kartoffeln länger grün und der Ertrag an Knollen wurde bedeutend gesteigert. So erhielt Steglich²⁾ auf seinen je 50 qm großen Parzellen folgende Erträge in kg:

Behandlung
mit fungiciden
Mitteln.

Sorten	unbehandelt	Bordelaiser Brühe
Sächsishe weißfleischige Zwiebel . .	50	76
Perdeneier	61,8	67
Bisquit	38,9	64
Champion	119,5	133
Anderßen	116	136
Magnum bonum	91,2	100

¹⁾ Vergl. Biedermann's Centralbl. f. Agrif. 1887, pag. 283.

²⁾ Nachrichten aus d. Klub d. Landwirte. Berlin 1893, No. 309.

Es wurde von Steglich auch festgestellt, daß die Kupfervitriol-Spectsteinmischung (S. 11) ähnliche, aber schwächere, Eisenvitriol mit Kalk dagegen ungünstige Wirkung hatten. Der Einfluß der Behandlung auf den Stärkemehlgehalt der Kartoffeln bewegte sich in dem gleichen Sinne. Die Bespritzung wurde bei diesen Versuchen dreimal: 12. Juni, 17. Juli und 15. August ausgeführt. In den bei Steglich erwähnten, von Andrá zu Limbach ausgeführten größeren Feldversuchen, wo nur einmal, 3. bis 6. August, bespritzt wurde, erntete man von Magnum bonum-Kartoffeln auf einer 0,428 ha großen unbehandelten Fläche 7750 Pfund, auf einer ebenso großen behandelten Fläche 10160 Pfund. Die Behandlungskosten stellten sich pro ha auf 9 M., der Mehrertrag abzüglich der Behandlungskosten auf 142,32 M. pro ha. Die Versuche von Petermann¹⁾ ergaben bei Bespritzung mit Eisensulfat 8,3, mit Kupfersulfat 2,5, mit Bordelaiser Mischung 5,5, dagegen auf den nicht behandelten Kontrollparzellen 11,3 bis 13,8 Prozent franke Knollen; bei Vergleichung der Gesamternten (franke und gesunde Knollen) aber stellte sich der Ertrag bei Eisensulfat auf 32,93, bei Kupfersulfat auf 35,96, bei Bordelaiser Mischung auf 54,54 und bei den Kontrollparzellen auf 46,37 Kilo, woraus der Vorteil der Bordelaiser Mischung hervorgeht; der geringe Erfolg der reinen Sulfate dürfte auf der ätzenden Wirkung dieser Salze beruhen. Die Marek'schen Versuche²⁾ ergaben, daß bei 50 Kartoffelsorten die mit Kupferkalkbrühe bespritzten Stöcke eine Erhöhung der Ernte, bei manchen Sorten um 30—50 Prozent ergaben; die Steigerung wurde durch die Zahl, nicht durch die Größe der geernteten Knollen hervorgerufen. Die Versuche Strebel's³⁾ ergaben bei Anwendung von Kupfervitriol-Spectstein einen um 26,3 Prozent höheren, bei Kupferkalkbrühe um 48,7 Prozent höheren Ertrag an Knollen; der Prozentsatz der kranken Knollen bewegte sich bei der unbespritzten Fläche zwischen 5,8 und 23,3 Prozent, bei der bespritzten zwischen 0,0 und 2,8 Prozent. Auch in Nordamerika⁴⁾ sowie in der Schweiz⁵⁾ hat man Kupferbespritzungen an den Kartoffeln mit gleichmäßig günstigem Erfolge vorgenommen. Anderweitige Beobachtungen, die ebenfalls Ertragssteigerung von der Kupferbehandlung ergaben, finden sich in meiner und Krüger's⁶⁾ neuesten Abhandlung über dieses Thema; daselbst sind auch Fälle erwähnt, wo diese Behandlung ungünstig gewirkt hat; denn schwächliche Kartoffelpflanzen können, zumal bei zu starker Bedeckung mit Bordelaiser Brühe, geschädigt werden. Zene günstigen Wirkungen erklärten nun alle bisherigen Beobachter aus der vermeintlichen Zerstörung des Pilzes durch die Kupferbespritzung. Nun ist aber jetzt von mir und Krüger nachgewiesen worden, daß bei vollständigem Fehlen der *Phytophthora* auch diese vorteilhaften Wirkungen an der Kartoffelpflanze durch das Kupfer hervorgebracht werden, daß es sich also um eine Reiz-

¹⁾ Bull. de la Station agronom. de l'état à Gembloux 1891, No. 48.
— Vergl. auch die gleichinnigen Resultate der von Thienpont in Belgien und Holland gemachten Versuche in Zeitschr. für Pflanzenkrankh. 1892, pag. 46.

²⁾ Zühling's landw. Zeitg. 1891, pag. 333 u. 379.

³⁾ Meier. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II. 1892, pag. 96.

⁴⁾ Vergl. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 100.

⁵⁾ Vergl. dieselbe II. 1892, pag. 179. Über sonstige Bestätigungen ist auch Just, botan. Jahresbericht 1889, II., pag. 200, zu vergleichen.

⁶⁾ Frank und Krüger.

wirkung des Kupfers auf die Lebensfähigkeit der Pflanze handelt, wobei namentlich die Bildung von Assimilationsstärkemehl im Blatte befördert, die Lebensdauer des Blattes verlängert, die Produktion an Knollen vergrößert und die Stärkebildung in denselben vermehrt wird. Ob eine Bekämpfung der Kartoffelkrankheit dadurch erzielbar ist, bleibt also noch unentschieden, wiewohl es denkbar ist, daß mit der Kräftigung der Pflanze, die der Kupferreiz bewirkt, zugleich auch eine größere Widerstandsfähigkeit gegen den Pilz gewonnen wird. Eine Tötung der Sporen, welche auf die gekupferten Blätter aufliegen, dürfte allerdings anzunehmen sein. Daß die Kupferbehandlung der Kartoffeln in anderer Beziehung unbedenklich ist, insbesondere daß in den Knollen so behandelter Pflanzen keine Spur von Kupfer enthalten ist, ist sicher konstatiert.

Ein Versuch, den Kartoffelpilz durch Wärme zu töten, ist von Jensen (l. c.) angegeben worden. Wenn eben geerntete kranke Knollen einer Temperatur von 40—50 Grad C. ausgesetzt wurden, so entwickelten sie danach keine Conidien mehr, indem vielleicht das Mycelium getötet worden war, während die gleichen nicht erwärmten Knollen reichlich Conidienträger produzierten.

2. *Phytophthora omnivora* de By. Dieser Pilz befällt eine sehr große Anzahl verschiedener Pflanzen, besonders gern im Keimlingsalter, und bringt an allen sehr schwere Erkrankungen hervor. Die aus den Spaltöffnungen hervortretenden Conidienträger sind sehr kurz und erzeugen höchstens 2, meistens 0,050 bis 0,060 mm lange Conidien, die in feuchter Luft mittelst Keimischlauch, im Wasser unter Bildung von 10 bis 50 Schwärmsporen keimen. Der Pilz besitzt auch Oosporen mit bräunlichem, glattem Eriopodium. Hierher gehört erstens der zuerst von R. Hartig¹⁾ entdeckte Parasit, welcher die Buchenkotyledonenkrankheit hervorbringt, welche in manchen Gegenden, so bei Frankfurt a. M., im Hessischen und Thüringischen, in den Buchensaatkämpen epidemisch aufgetreten ist. Einige Wochen nach der Keimung, wenn der Trieb über den Samenlappen begonnen hat, bekommen die Kotyledonen am Grunde einen schwarzen Fleck, der sich immer weiter verbreitet und auch dem Stengel sich nach unten mitteilt, so daß die ganze Keimpflanze binnen wenigen Tagen abgestorben ist. Nach den Berichten beginnt die Krankheit gewöhnlich von den an den Waldbestand anstoßenden, also beschatteten Rändern der Saatkämpen oder an den Seiten der Fußsteige; teils sterben ganze Stellen, teils nur Stücke derselben, teils nur einzelne Individuen innerhalb derselben; in einem Falle hatte man bis zu 80 Prozent der Sämlinge durch die Krankheit verloren. Standortverhältnisse, Feuchtigkeitsgrad und Bodenart haben keinen sichtbaren Einfluß erkennen lassen. Das Mycelium lebt in den noch grünen Kotyledonen und bildet hier außerhalb Conidienträger und gleichzeitig im Innern des Blattes Dogonien und Antheridien. Die Dogonien gelangen mit den abfallenden Kotyledonen zur Erde. Nach Hartig's Berechnung können in einem einzigen Samenlappen 700000 Stück Oosporen enthalten sein, woraus die Gefahr erhellt, die den Buchenkeimpflanzen droht, wenn sie in einem Boden sich entwickeln, auf welchem ein Jahr zuvor die Krankheit gewesen ist. Hartig fand in der That, daß einige Hand voll solchen Bodens

Ph. omnivora
an Buchensämlingen und
anderen Keimpflanzen und an
Succulenten.

¹⁾ Zeitschr. f. Forst- u. Jagdwesen VIII. 1875, pag. 121, und Untersuchungen aus d. forst.-bot. Institut zu München I, 1880.

genüigten, um auf einem großen Buchensaatbeet sämtliche etwa 8000 Pflanzen zu töten. Die Dosporen behalten nach Hartig ihre Keimfähigkeit mindestens 4 Jahre. Weiter hat derselbe beobachtet, daß die aus den Conidienträgern stammenden Schwärmsporen ihre Keimschläuche in die Samenlappen oder jungen Blätter eindringen lassen und hier binnen 3 bis 4 Tagen neue Conidienträger erzeugen; durch sie wird also der Pilz und die Krankheit sofort auf benachbarte Pflänzchen weiter verbreitet. Später hat de Bary¹⁾ durch künstliche Injektionsversuche erwiesen, daß der nämliche Pilz sich auf viele andre Pflanzen und zwar auf Kräuter, z. B. auf *Cleome violacea*, *Gilia capitata*, *Polygonum tataricum*, *Clarkia elegans*, *Lepidium*, *Oenothera*, *Epilobium* etc. übertragen ließ, wo er namentlich ein Umfallen der Keimpflanzen bewirkt; dagegen nicht auf *Solanum*-Arten, was also beweist, daß er mit dem Kartoffelpilze nicht identisch ist. Ferner hat de Bary gezeigt, daß auch der von Schenk²⁾ an *Sempervivum*-Arten im Leipziger botanischen Garten beobachtete und *Peronospora Sempervivi* genannte Pilz, sowie der von Lebert und Cohn³⁾ in den Jahren 1868 und 1869 in Breslau auf verschiedenen Cacteen beobachtete Parasit *Peronospora Cactorum*, welcher eine Fäule der Kaktusstämme hervorbringt, mit dem in Rede stehenden Pilze identisch sind. Endlich ist durch R. Hartig⁴⁾ nachgewiesen worden, daß auch Sämlinge anderer Waldbäume, nämlich des Ahorn, der Fichte, Tanne, Lärche und Kiefer von diesem Pilze befallen werden, wobei diese Keimpflänzchen unter Verfaulen der Wurzel und des Stengels umfallen. Um die Krankheit namentlich bei Buchen und andern Waldbäumen zu verhüten, wird man das abgestorbene Laub kranker Pflanzen durch Untergraben oder Verbrennen zu vernichten suchen müssen und solche Saatkämpfe, in denen vorher die Krankheit aufgetreten ist, wenigstens in den nächsten Jahren zur Buchensaat nicht wieder verwenden dürfen. Regen und Beschattung befördern den Pilz außerordentlich. Indes ist derselbe nur Keimpflanzen gefährlich.

3. *Phytophthora Phaseoli Thaxter*⁵⁾, auf *Phaseolus lunatus* neuerdings in Amerika verheerend aufgetreten, soll von der vorigen Art verschieden sein.

II. *Peronospora de By.*

Peronospora.

Diese Gattung unterscheidet sich von der vorigen nur dadurch, daß die fein zugespitzten kurzen Ästchen der Conidienträger hier nur ein einziges Mal je eine Conidie abspinnen (Fig. 11 u. 12). Im übrigen treten diese Pilze in derselben Erscheinung und unter denselben pathologischen Veränderungen auf wie die *Phytophthora*: die vom Pilze befallenen und mit den Fruchthyphen sich bedeckenden grünen Pflanzenteile erscheinen wie mit einem weißen, grauen oder schmutzig violetten Schimmel überzogen und erkranken dabei unter Mißfarbigwerden, Welken und Vertrocknen oder Faulen; bei manchen Arten werden die-

¹⁾ Botan. Zeitung 1881, pag. 585.

²⁾ Botan. Zeitung 1875, pag. 691.

³⁾ Cohn's Beitr. z. Biologie d. Pflanzen I, 1. Heft, pag. 51.

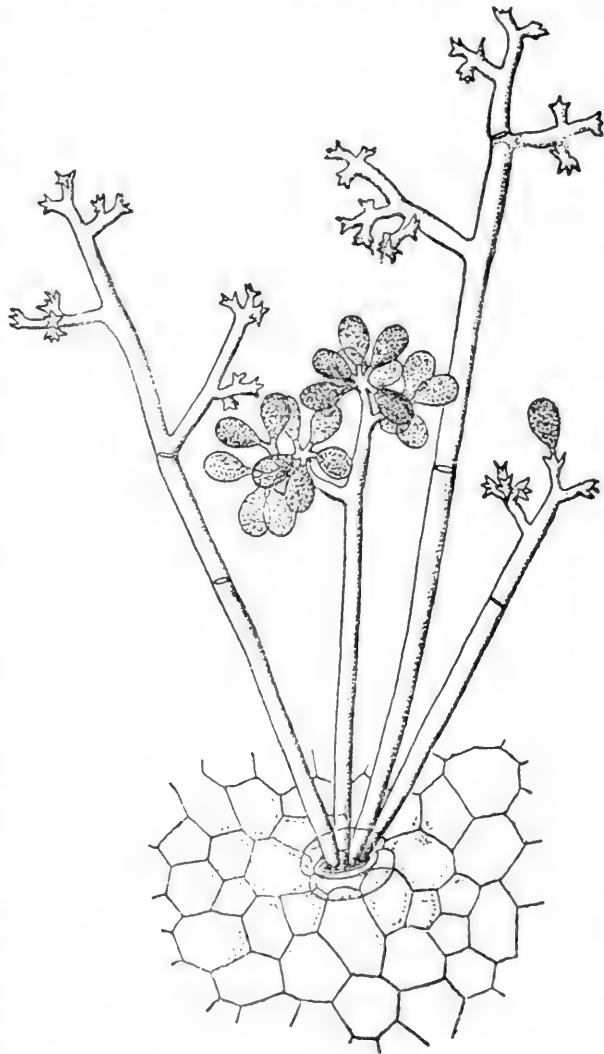
⁴⁾ l. c. und Lehrbuch d. Baumkrankheiten, 2. Aufl. pag. 57.

⁵⁾ Report of the Mycologist. New Haven 1890, pag. 167.

jenigen Teile, in denen die bei dieser Gattung häufig vorkommenden Oosporen gebildet werden, durch Hypertrophie vergrößert und verunstaltet. Zahlreiche Phanerogamen werden durch diese Parasiten befallen; wir unterscheiden diese Krankheiten nach den Arten, in welche man die Gattung *Peronospora* einteilt. Es ist klar, daß diese Speciesunterscheidung für die Pathologie von größter Wichtigkeit ist, weil durch sie zugleich der Umfang jeder einzelnen Krankheit bestimmt wird, indem jede Art von *Peronospora* nur auf ihre speziellen Nährpflanzen übertragbar ist.

1. Gruppe. Zoosporiparae de By. (*Plasmopara* Schröt.) Die Conidien bilden bei der Keimung mehrere Schwärmsporen.

1. *Peronospora viticola* de By. (*Plasmopara viticola* Berl. et de Toni) der falsche Mehltau oder die Blattfallkrankheit des Weinstocks. Dieser Parasit befällt Nebenarten, fast alle amerikanischen namentlich *Vitis aestivalis*, *Labrusca*, *vulpina* und *cordifolia*, sowie den europäischen Weinstock. Die Krankheit beginnt bei uns aufzutreten von Ende Juni bis Anfang September. Es erscheinen auf der Unterseite der Blätter kleine, weiße, schimmelähnliche Nasen von Conidienträgern. Die befallenen Blattstellen werden braun und trocken; die Blätter fangen an sich zu kräuseln, werden braun und trocken und fallen ab. Dann geht der Pilz auch auf die Blattstiele, jungen Triebe und Ranken, Traubenstiele, Blüten und auf die Beeren über; letztere werden besonders in jungem Zustande befallen und vertrocknen



1. Zoosporiparae.

Blattfallkrankheit des Weinstocks.

Fig. 11.

Peronospora viticola, ein Büschel von Conidienträgern, aus einer Spaltöffnung der Blattepidermis des Weinstocks hervorgewachsen, zum Teil noch Sporen tragend, 250fach vergrößert. Nach Cornu.

dann oder fallen ab (Fig. 11). Das Mycelium hat zahlreiche Haustorien; die Conidienträger treten büschelweise aus den Spaltöffnungen hervor und sind rispenförmig verzweigt; die letzten Zweige sind kurz und dichtstehend, in 2 oder 3 Spitzchen auslaufend. Die ovalen, 0,012—0,03 mm langen Conidien haben keine Papille; sie bilden meist 5 bis 6 Schwärmer. Letztere kommen nach 15 bis 20 Minuten zur Ruhe und keimen; die Keimschläuche dringen in Blätter und Früchte unter Durchbohrung der Epidermis ein. Oosporen werden in den Blättern und in den Früchten sehr reichlich gebildet; sie haben ein dickes, hellgelbes, glattes Epispodium. Prillieux¹⁾, der gleich Cornu²⁾ den Pilz genauer studierte, zählte bis zu 200 Stück Oosporen in einem Quadratmillimeter Blattfläche. Dieselben dienen zur Überwinterung des Pilzes; die Keimfähigkeit derselben erhält sich trotz Austrocknung einige Jahre lang. Eine Überwinterung des Myceliums in der Pflanze dürfte für gewöhnlich nicht stattfinden, da dasselbe wenigstens nach den genannten Beobachtern nicht in die älteren holzigen Teile der Rebe eindringt, sondern nur die weichen diesjährigen Organe befällt und mit diesen absterbt, nur die massenhaften Oosporen zurücklassend, von denen also allein die Infektion in jedem Jahre ausgeht. Später haben aber Baccarini und andre³⁾ auch in ein- und mehrjährigen Stammteilen der Rebe das Mycelium des Pilzes samt Oosporen finden können. Und Baillon⁴⁾ sah Reben aus einer infizierten Lage, welche zur Zeit der Vegetationsruhe entblättert in Mies gepflanzt und im Laboratorium gehalten wurden, im nächsten Sommer in den Blättern wieder an *Peronospora* erkranken. Die Hauptverbreitung des Pilzes erfolgt dann im Sommer durch die Conidien und zwar von Stock zu Stock und selbst von Gegend zu Gegend. Nach den Beobachtungen Prillieux' ist aber Feuchtigkeit die wichtigste Bedingung für die Entwicklung und Verbreitung des Parasiten. Trockenes Wetter hält denselben außerordentlich zurück und bringt die Krankheit zum Stillstand, Regenwetter befördert die Entwicklung des Pilzes mächtig.

Historisches.

Die *Phytophthora viticola* ist seit langer Zeit in Nordamerika verbreitet. Mit Sicherheit ist der Pilz schon von Schweiniz († 1834) daseibst gesammelt worden. Genauerer über seine große Häufigkeit in Nordamerika auf den dort gebauten Reben ist von Farlow⁵⁾ mitgeteilt worden. Nach Europa ist er ohne Zweifel mit amerikanischen Reben eingeführt worden. Zuerst konstatierte ihn 1878 Blanchon in mehreren Gegenden des südlichen Frankreichs; im Jahre 1879 zeigte sich der Parasit schon bis zum Departement der Rhone und bis Savoyen verbreitet⁶⁾, und erschien nach Pirotta⁷⁾ in Italien in der Provinz Pavia. Das nächste Jahr 1880

¹⁾ Le *Peronospora viticola*, Extrait du Journ. de la soc. centrale d'Horticulture de France 3. sér. T. 2. 1880. — Annales d'institut nat. agronom. Paris 1881. — Bull. de la soc. bot. de France, 34, pag. 85.

²⁾ Etudes sur la nouvelle maladie de la vigne. Mém. de l'acad. des scs. XXII. No. 6. — Vergl. auch Cuboni, La peronospora dei grappoli. Atti del Congr. Nazion. di botan. crittogam. in Parma. Varese 1887.

³⁾ Vergl. Just, botan. Jahressb. 1889. II, pag. 201.

⁴⁾ Bull. mensuel de la soc. Linnéenne de Paris 1889, No. 96.

⁵⁾ Referat in Just, botan. Jahresbericht für 1877, pag. 98.

⁶⁾ Compt. rend. T. 89. 6. Okt. 1879.

⁷⁾ Dasselbst 27. Okt. 1879.

zeigte er sich noch weiter in Frankreich und sogar bis Algier verbreitet; und in demselben Jahre war auch schon das ganze südtiroler Weingebiet befallen¹⁾. Im Jahre 1881 wurde der Pilz von Gennadius²⁾ in Griechenland entdeckt, und im Jahre 1882 erschien er auch im Elsaß. Im Jahre 1887 wurde er auch aus dem Kaukasus gemeldet³⁾. Jedenfalls hat er sich jetzt über das ganze europäische Weingebiet, auch über alle deutschen Weinländer verbreitet, nicht nur am ganzen Rhein, sondern auch bis Berlin und anderwärts.

Die Bekämpfung dieses Nebenfeindes wird zunächst auf möglichste Zerstörung der Dosporen gerichtet sein müssen; wo die Krankheit geherrscht hat, soll man möglichst alle trocknen Weinblätter im Herbst sammeln und verbrennen. Von direkten Gegenmitteln hatte man Schwefeln des Laubes oder Behandlung desselben mit Kalk⁴⁾ vorgeschlagen; beides hat sich jedoch nicht sicher bewährt; auch ist das Besprühen mit Eisenulfatlösung ohne Wirkung und sogar leicht schädlich. Seit einigen Jahren wird aber das von Millardet vorgeschlagene Mittel, die Bespritzung mit Kupfervitriol-Kalkbrühe (Bordelaiser-Brühe, S. 10) mit Erfolg angewendet. Nach den von Prillieux⁵⁾ angestellten Prüfungen wird das Mycelium des Pilzes in den besprühten Blättern nicht getötet, der Pilz bringt auch die Conidienträger auf den Blättern zur Entwicklung, aber er verbreitet sich nicht und die Sporen sind nicht keimfähig; jedenfalls behalten die besprühten Stöcke ihre Blätter grün bis zur Lese und lassen die Trauben vollkommen reifen, während nicht besprühte Stöcke von Blättern entblößt sind. Weitere Bestätigungen der vorteilhaften Wirkung dieses Mittels liegen auch aus Italien von Hugues, Cuboni und Briosi, aus der Schweiz von Dufour, aus Schachincher aus Österreich, von Chmielewski dem südlichen Rußland, aus Amerika von Galloway⁶⁾ vor. Der Letztere fand, daß unter den Kupfermitteln die Bordelaiser-Brühe die beste Wirkung hat und daß der Erfolg am größten ist, wenn die Stöcke einmal und zwar im Frühlinge vor der Blüte besprüht werden. Das Mittel erfreut sich gegenwärtig am ganzen Rhein, in Württemberg zc. großer Beliebtheit. In mehreren Kantonen der Schweiz ist jetzt das Besprühen mit Bordelaiser Brühe für die Weinbauer durch die Regierungen obligatorisch gemacht⁷⁾. Die Bespritzung wird im Frühjahr vorgenommen und später, mit Ausnahme der Hauptblütezeit, erneuert, namentlich wenn durch Regen die Kupferbedeckung abgewaschen worden ist, was übrigens nicht leicht geschieht. Auch empfiehlt es sich, den Boden um die Stöcke herum nach dem Umgraben mit Bordelaiser Brühe oder mit einer mindestens $\frac{1}{2}$ proz. Kupfervitriol-Lösung

1) Referat in Just, bot. Jahresber. für 1885, pag. 509.

2) Compt. rend. 18. Juli 1881.

3) Vergl. Just, botan. Jahresber. 1887 II, pag. 357.

4) Vergl. Cuboni, Rivista de viticoltura etc. Conegliano 1885. Gerletti, Atti della R. Academia dei Lincei. Rom 1886, pag. 95.

5) Journ. d'agriculture. XX. 1885. T. II, pag. 731.

6) Vergl. Just, botan. Jahresber. 1887 II, pag. 356—357; 1888 II, pag. 347 und 1889 II, pag. 203. Vergl. auch Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I, 1891, pag. 33, 252 und II, 1892, pag. 97.

7) Vergl. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II, 1892, pag. 57.

zu begießen. Nach Pichi¹⁾ soll auch das bloße Begießen des Erdbodens um die Weinstöcke mit einer mindestens 5 proz. Lösung oder bloßes Einmengen von Kupfervitriol in den Boden den Erfolg gehabt haben, daß die Weinstöcke mehr vor der *Peronospora* geschützt blieben, als die nicht so behandelten Nachbarstöcke. Daß die Kupferbehandlung an sich für den Weinstock nicht nachteilig, sondern eher vorteilhaft ist, hat Rumm²⁾ konstatiert. Auch ist festgestellt, daß der von solchen Stöcken gewonnene Wein nur unbedeutende Spuren von Kupfer enthält³⁾, sowie daß ein Gehalt von Kupfer, welcher geringer ist als 0,150 gr pro Liter, die Gärung ganz unbehelligt läßt, indem die letztere erst bei über 0,3 gr Kupfer pro Liter gestört wird⁴⁾.

Auf Umbelliferen.

2. *Peronosporanivea de By.* auf sehr vielen Umbelliferen, sowohl wildwachsenden, wie *Aegopodium Podagraria*, *Anthriscus sylvestris*, *Heracleum Sphondylium*, *Conium maculatum*, *Meum athamanticum* etc. als auch auf kultivierten, besonders auf Petersilie, Kervel, Mohrrüben, Pastinak, Anis, *Pimpinella Saxifraga*, bisweilen epidemisch über ganze Ackerstücke verbreitet, auf der Unterseite der Blätter weiße Schimmelflecken bildend, an welchen Stellen die Blätter rasch gelb, zuletzt schwarz und trocken werden. Sporen mit dünnem, blaßbraunem, fast glatten Eriospore.

Auf Geranium.

3. *Peronospora pusilla de By.* auf den Blättern von *Geranium pratense*, *silvaticum* und andern Arten.

Nahe verwandt mit dieser Gruppe wegen der Bildung von Schwärm-sporen aus den Conidien sind folgende Parasiten:

Auf Erigeron.

4. *Basidiophora entospora Roze et Corru⁵⁾*, in den dadurch absterbenden Wurzelblättern von *Erigeron canadensis*, mit unverzweigten keulenförmigen Conidienträgern, welche an der Spitze an ganz kurzen Ästchen Conidien abknüpfen, die unter Bildung von Schwärm-sporen keimen, und mit Sporen, welche ein dickes, faltig eckiges, braungelbes Eriosporium be-sitzen.

Auf Setaria.

5. *Sclerospora graminicola Schröter* (*Protomyces graminicola Sacc.*, *Peronospora Setariae Passer.*, *Ustilago Urbani Magn.*) auf Arten von *Setaria*, mit dicken, an der Spitze büschelartigen Conidienträgern, deren Conidien mit Schwärm-sporen keimen, und mit massenhaften an Brand-pilze erinnernden, glatthäutigen Sporen, die wie ein rotbraunes Pulver aus dem zerstörten Blattgewebe hervortreten⁶⁾.

Auf Equisetum.

6. *Sclerospora Magnusiana Sorok.*, auf Stengeln von *Equisetum* im Ural.

2. Plasmato-parae.

2. Gruppe. *Plasmato-parae de By.* (*Plasmopara Schröt.*) Die Conidien entleeren bei der Reifung das ganze Protoplasma, welches sich dann in eine einzige ruhende Spore verwandelt.

¹⁾ Nuovo Giornale botan. ital. XXIII. 1891, pag. 361.

²⁾ Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. 1893.

³⁾ Vergl. Rossel, Journ. d'agriculture suisse. Genève 1886, No. 49.

⁴⁾ Vergl. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I, 1891, pag. 184 und II, 1892, pag. 53.

⁵⁾ Ann. des sc. nat. 5. sér. T. XI. 1869, pag. 84.

⁶⁾ Vergl. Schröter, Hedwigia XVIII, 1879, pag. 83 und Prillieux, Bull. de la soc. bot. de France 1884, pag. 397.

7. *Peronospora pygmaea* Unger (*Plasmopara pygmaea* Schröt.) auf der Unterseite der Blätter von Ranunculaceen, besonders Arten von *Anemone*, *Aconitum*, *Isopyrum*, mit wenigästigen Conidienträgern und mit dünnhäutigen, gelblichbraunen, fast glatten Sporen. Auf Ranunculaceen.

8. *Peronospora densa* Rabenh. (*Plasmopara densa* Schröt.), auf Rhinanthaceen, nämlich Arten von *Alectorolophus*, *Euphrasia*, *Pedicularis* und *Bartschia*. Auf Rhinanthaceen.

In diese oder in die vorige Gruppe gehören auch folgende zum Teil noch nicht vollständig bekannte Arten:

9. *Peronospora obducens* Schröt., auf den Kötyledonen von *Impatiens* *Nolitangere*. Auf *Impatiens*.

10. *Peronospora ribicola* Schröt., auf *Ribes rubrum*. Auf *Ribes*.

11. *Peronospora Epilobii* Rabenh., auf *Epilobium palustre* und *parvifolium*. Auf *Epilobium*.

12. *Peronospora Halstedii* Farlow¹⁾ in Nordamerika auf *Helianthus tuberosus*, *Madia sativa* und andern Compositen. Auf Compositen.

3. Gruppe. *Acroblastae* de By. (*Bremia* Regel.) Die Conidien treiben bei der Keimung aus ihrer Scheitelpapille einen Keimschlauch. 3. *Acroblastae*.

13. *Peronospora gangliiformis* de By. (*Bremia Lactucae* Regel) auf den grünen Teilen verschiedener Compositen, besonders *Lactuca sativa* und auf *L. Scariola*, *Lampsana communis*, *Senecio*-Arten, *Sonchus*-Arten, *Crepis*- und *Hieracium*-Arten, *Leontodon*, *Lappa*, *Cirsium*-Arten, *Artichoden*, *Cichorien* und *Endivien*. Die Conidienträger, besonders auf der unteren Blattfläche, weiße Schimmelflecken bildend, sind 2 bis 6 mal dichotom geteilt, die letzten Teilungen blasenförmig erweitert und an den Rändern mit zwei bis acht pfriemenförmigen, conidientragenden Ästchen besetzt. Die Conidien sind fast kugelförmig. Sporen finden sich z. B. bei *Senecio* reichlich, selten bei *Lactuca*; sie haben ein gelbbraunes, fast glattes Eriopodium. Das Mycelium besitzt Haustorien. Der Pilz bewirkt ein Zusammenschrumpfen, Schwarzwerden und Verderben der befallenen Teile. Bei der Krankheit des Gartenjalousat macht er manchmal empfindlichen Schaden, weil er nicht bloß im Sommer, sondern auch im Winter auftritt. In den französischen Gärtnereien wird im Winter und Frühjahr viel Jalousat exportiert, der dann gewöhnlich verdorben ankommt, wenn die Krankheit, dort „le Meunier“ genannt, in unbemerkten Anfängen vorhanden war²⁾. Auch an Blumenpflanzen in Gärten und Gewächshäusern macht der Pilz Schaden, so trat er z. B. in einer Cinerarien-Kultur verheerend auf³⁾. Auch in Nordamerika ist die Krankheit bekannt. Gegenmittel sind: möglichst schnelles Entfernen der zuerst befallenen Pflanzen aus den Beeten, Vertauschung der Erde in den Kästen, in denen die Krankheit ausgebrochen, nebst den Blattresten, mit frischer Erde, wegen der in jener enthaltenen Sporen, Entfernung solcher Unkräuter der oben aufgezählten Compositen, auf denen der Pilz sich zeigen sollte.

4. Gruppe. *Pleuroblastae* de By. Die Conidienträger treiben bei der Keimung einen Keimschlauch, der nicht aus dem Scheitel, sondern an 4. *Pleuroblastae*.

¹⁾ Hedwigia XXIII, 1883, pag. 143.

²⁾ Vergl. Cornu, in Compt. rend. 1878, Nr. 21.

³⁾ Monatschr. d. Vereins z. Beförd. d. Gartenbaues 1878, pag. 543.

der Seite hervortritt. Auf diese Gruppe wird von manchen neueren Mykologen die Gattung *Peronospora* beschränkt, während dann die vorhergehenden Arten mit besonderen daselbst angegebenen Gattungsnamen belegt werden.

A. Die Sporen mit glattem oder höchstens unregelmäßig faltigem, aber nicht warzig oder netzförmig verdicktem Eosporium. Die Wand des Oogonium ist dick und fällt nach der Sporenreife nicht zusammen, sondern bleibt deutlich von der Oospore geschieden.

Auf Leindöster,
Raps, Rübsen,
Kohl, Leukoie,
Goldack und
vielen anderen
Cruciferen.

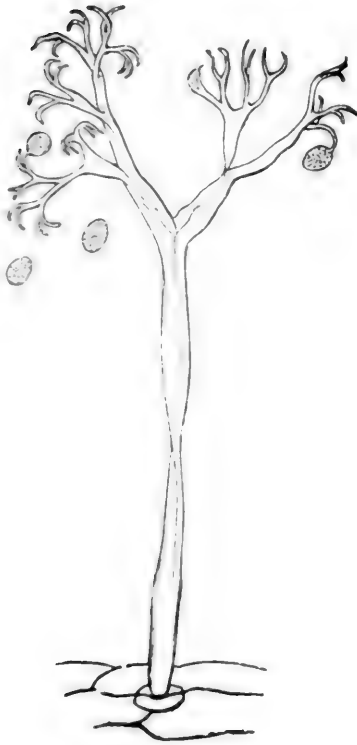


Fig. 12.

Ein Conidienträger von *Peronospora parasitica* de By. aus einer Spaltöffnung hervorge wachsen. 200 fach vergrößert.

14. *Peronospora parasitica* de By. (*Botrytis parasitica* Pers.), auf den allermeisten Cruciferen, sehr häufig auf den Unkräutern *Capsella bursa pastoris*, *Thlaspi arvense*, *Draba verna*, *Lepidium*, *Raphanus*, *Sinapis*, *Cardamine pratensis*, *Diplotaxis tenuifolia*, *Erysimum cheiranthoides*, *Sisymbrium officinale* und *Alliaria*, *Berteroa*, *Alyssum calycinum*, *Dentaria*; auch erzeugt er eine Krankheit des Leindöster, Raps, Rübsen, Kohl-Leukoie und Goldack. Die befallenen Teile, Blätter, Stengel, Blütenstand, bedecken sich mit dem grauweißen Schimmel der Conidienträger und werden gelbflechtig oder schrumpfen ganz zusammen. Bei Leindöster, bei *Thlaspi*, auch oft bei *Capsella*, entwickelt sich der Parasit am liebsten im Blütenstande, und zwar in der ganzen Hauptachse der Traube, oder in einzelnen Blütenstielen oder auf unreifen Früchten in allen Entwicklungsstadien derselben, wobei auch diese Teile mit dem Schimmel der Conidienträger überzogen sind. Die Hauptachse ist dann mehr oder

weniger hypertrophisch angeschwollen und gekrümmt und enthält dann die Sporen. Die befallenen Früchte aber schrumpfen zuletzt zusammen und verderben, so daß die Samenbildung vereitelt wird. Das Mycelium ist durch seine zahlreichen, großen Haustorien, welche oft die Nährzelle fast ausfüllen, ausgezeichnet. Die Conidienträger (Fig. 12) sind mehrmals dichotom verzweigt, die letzten dünnsten Gabelzweige sind fein pfriemenförmig und gebogen, jeder mit einer farblosen, elliptischen Conidie. Die Sporen haben ein dünnes, gelbliches oder bräunliches, ziemlich glattes Eosporium. Fälle, wo an den erwähnten kultivierten Cruciferen, besonders am Raps und Rübsen, großer Schaden durch den Pilz gemacht worden ist, sind mehrfach bekannt¹⁾. Auch in Nordamerika hat man in Norfolk einen Befall von Turnips-Feldern durch

¹⁾ Vergl. deutsche landwirtsch. Presse VIII, pag. 303.

den Pilz, beobachtet¹⁾. Ebenso giebt Spegazzini das Vorkommen des Pilzes in Argentinien an²⁾.

15. *Peronospora crispula* *Fuckel*, auf *Reseda luteola*, ist vielleicht auf *Reseda*. mit der vorigen Art identisch.

16. *Peronospora leptoclada* *Sacc.*, auf *Helianthemum guttatum* in auf *Helianthemum*. Italien.

17. *Peronospora Corydalis* *de By.* auf der unteren Seite der Blätter auf *Corydalis*. und an den Stengeln der *Corydalis cava*, die dadurch bald schwarz werden und absterben, einen gleichförmigen weißen Schimmellüberzug bildend.

B. Oosporen wie bei A, aber die Wand des Oogoniums ist dünn und fällt nach der Sporenreife zusammen, so daß sie nicht deutlich von der Oospore sich abhebt.

17. *Peronospora Schleideni* *Unger*, an den grünen Teilen von auf den Speise-
Allium Cepa und fistulosum, die an den befallenen Teilen mit dem zwiebeln. bräunlichen Schimmel der Conidienträger sich bedecken, verbläuen und absterben. Die Conidienträger sind entweder 4 bis 6 mal dichotom oder tragen monopodial mehrere seitliche Äste, die in der gleichen Weise verzweigt sind; die oberen Äste sind ein- oder mehrmals gabelig, die letzten Ästchen gebogen, Conidien sehr groß, verkehrt eiförmig oder birnförmig, schmutzig violett. Oosporen dünn und glatthäutig. Der Pilz scheint in ganz Europa verbreitet zu sein, hat neuerlich auch in Italien stark um sich gegriffen³⁾. Schwefeln im Frühling soll genügt haben.

18. *Peronospora Schachtii* *Fuckel*, bei einer Krankheit der Herz- auf Runkelrüben. blätter der Runkel- und Zuckerrüben, auf den befallenen jüngeren Blättern, die dann etwas dicklich, gelbgrün und gekräuselt aussehen, unterseits einen blaugrauen Überzug bildend. Die Conidienträger sind in 2 bis 5 kurze Zweige geteilt, die letzten Ästchen kurz, gerade, abstehend, stumpf, die Conidien eiförmig, schmutzig violett. Die Krankheit ist seit 1854 bekannt und stellenweis in der Provinz Sachsen verderblich aufgetreten. Nach Kühn⁴⁾ überwintert das Mycelium am Kopf der Samenrübe, daher tritt der Pilz in jedem Jahre zuerst an Samenrüben auf. Die Bekämpfung ist also auf genaue Kontrolle der Samenrüben zu richten, den als erkrankt sich erweisenden Pflanzen ist rechtzeitig der Kopf abzuteilen, oder sie sind ganz auszuziehen und vom Felde zu entfernen. Außerdem geschieht die Überwinterung auch durch die in den befallenen Blättern gebildeten dick- und braunhäutigen Oosporen. Es ist noch zweifelhaft, ob dieser Pilz nicht etwa mit dem folgenden identisch ist. Das gegen andre Peronosporaceen angewandte Mittel, die Bespritzung mit Kupfervitriol-Kalkbrühe, ist von Girard⁵⁾ auch auf einer Fläche von 14 Hektaren Zuckerrüben, von denen 4 Prozent angeblich durch diesen Pilz erkrankt waren, angewandt worden, worauf die Krankheit verschwand und die Rüben sich zwar nicht mehr vergrößerten, aber 0,5 Prozent mehr Zucker in ihrem Saft enthielten, als die erkrankten, aber nicht bespritzten.

¹⁾ Vergl. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 102.

²⁾ Refer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II, 1892, pag. 161.

³⁾ Vergl. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten 1892. II. pag. 308.

⁴⁾ Zeitschr. d. landwirtsch. Centralver. d. Prov. Sachsen, 1872; vergl. auch botan. Zeitg. 1873, pag. 499.

⁵⁾ Compt. rend. 1891, pag. 1523.

Auf Spinat und
anderen Chenopodiaceen.

19. *Peronospora effusa* de By., auf verschiedenen Chenopodiaceen, am häufigsten auf *Atriplex patula*, von welcher erwachsene Blätter und ganze Triebe bis zu den jüngsten Blättern befallen werden, gewöhnlich mehr oder minder unter Hypertrophie, indem die Teile auffallend bleich bleiben, die Blätter sich verdicken und etwas unrollen, die Zweige etwas dicker und kürzer sind, und wohl auch in größerer Zahl gebildet werden. Die so veränderten Teile enthalten in Menge die Sporen. Auch auf *Chenopodium*-Arten kommt der Pilz vor. Bei der Krankheit des Spinat zeigt sich der Parasit gewöhnlich in einzelnen Flecken an der Unterseite der Blätter, die daselbst sich entfärben, wässrig werden, wie gekocht aussehen und rasch verderben. Auch in Nordamerika ist die Art auf *Atriplex* gefunden worden. Die Conidienträger stellen einen blaß violetten oder grauen Schimmelüberzug dar, sind kurz und dick, oben 2 bis mehrmals gabelig geteilt, die letzten Ästchen entweder dick, kurz pfriemenförmig und hakenförmig herabgebogen, oder aber schlanker und ziemlich gerade absteigend, die Conidien elliptisch, blaß violett. Sporen mit lebhaft braunem, unregelmäßig faltigem Exosporium.

Auf Ackerpörgel.

20. *Peronospora obovata* Bonorden, auf Stengeln und Blättern des Ackerpörgels (*Spergula arvensis*), und der *Spergula pentandra*, die dadurch sich entfärben und verwelfen, einen grauen Schimmelüberzug bildend. Die Conidienträger sind 5 bis 7 mal gabelig in absteigende Äste geteilt, die letzten Ästchen kurz pfriemenförmig, gerade oder schwach gekrümmt, die Conidien verkehrt ei- oder keulenförmig, blaß violett.

Auf Herniaria.

21. *Peronospora Herniariae* de By., auf den krautigen Teilen der *Herniaria hirsuta* und *glabra*.

Auf Urticae.

22. *Peronospora Urticae* de By., auf den Blättern der *Urtica urens* und *dioica*.

Auf Mohn.

23. *Peronospora arborescens* de By., auf den Blättern und den Stengeln von *Papaver somniferum*, *Rhoeas*, *dubium* und *Argemone*, sowohl auf Keimpflanzen und auf den ersten Wurzelblättern, die ganze Unterseite derselben überziehend, als auch später in den oberen Teilen, besonders in den Blütenstielen, die dann verunstaltet werden, indem sie sich etwas verdicken und oft in Schlangelinien hin und her krümmen. Die Conidienträger sind ziemlich hoch, oben 7 bis 10 mal dichotom, die Äste gebogen und sperrig absteigend, allmählich verdünnt, die letzten sehr dünn, kurz pfriemenförmig, mehr oder weniger gebogen, die Conidien fast kugelig, fast farblos.

Auf Fumaria.

24. *Peronospora affinis* Rossmann, auf den Blättern von *Fumaria officinalis* und andern Arten.

Auf Ranunculus
und Myosurus.

25. *Peronospora Ficariae* Tul., auf Blättern von *Ranunculus*, *Ficaria*, *acris*, *repens*, *bulbosum* und andern Arten, sowie auf *Myosurus minimus* einen zusammenhängenden grauen Schimmelüberzug bildend. Die befallenen Blätter sehen etwas bleichgrün aus, haben meist einen längeren, steif aufrechten Stiel und etwas kleinere Blattfläche und sterben zeitig ab. Das Mycelium überwintert nach de Bary in den perennierenden Teilen, z. B. in den Brutknospen von *Ranunculus Ficaria*.

Auf Viola.

26. *Peronospora Violae* de By., auf den Blättern von *Viola biflora*, *Riviniana* und *tricolor* var. *arvensis*.

Auf Euphorbia.

27. *Peronospora Euphorbiae* Fackel, auf *Euphorbia Esula*, *platyphylla*, *falcata* etc.

28. *Peronospora Chrysosplenii Fückel*, auf den Blättern von *Chrysosplenium alternifolium* und *Saxifraga granulata*. Auf *Chrysosplenium*.
29. *Peronospora Potentillae de By.*, (*Peronospora Fragariae Roze et Cornu*), auf den Blättern verschiedener *Potentilla*-Arten, auf denen von *Alchemilla*, *Agrimonia*, *Sanguisorba*, *Poterium*, *Fragaria* und *Rubus*. Auf *Potentilla* etc.
30. *Peronospora conglomerata Fückel* (*Peronospora Erodii Fückel*), auf den Blättern von *Erodium Cicutarium* und verschiedenen *Geranium*-Arten. Auf *Erodium* und *Geranium*.
31. *Peronospora Trifoliorum de By.*, auf der unteren Blattfläche verschiedener Arten von *Trifolium*, *Melilotus*, *Medicago* und *Lotus*, unter gelber Entfärbung der befallenen Blattstellen, bisweilen unter gänzlichem Verderben der Pflanze. Befallene *Medicago lupulina* soll nach Rostrup¹⁾ zur Entwicklung 4 bis 5 zähliger Blätter neigen. Die Conidienträger sind mehrmals dichotom, die letzten Ästchen pfriemenförmig und schwach gebogen, die Conidien blaß violett, die Oosporen lebhaft braun. Auf Klee, Luzerne etc.
32. *Peronospora Cytisi Rostr.*, welche nach Rostrup²⁾ in Keimlingspflanzen von *Cytisus Laburnum* in einem Saatbeet bei Roskilde in Seeland 1890 viel Schaden machte und schon 1888 aufgetreten war, gehört auch in diese Gruppe. Denn Kirchner³⁾, welcher den Pilz auch bei Hohenheim an *Cytisus Laburnum* und *C. alpinus* fand, hat die Keimung der Conidien und die Oosporen beobachtet. Auf *Cytisus*.
33. *Peronospora candida Fückel*, auf Blättern von *Anagallis coerulea*, *Primula veris* und *Androsace*. Auf *Anagallis* etc.
34. *Peronospora Lamii A. Br.*, auf den Blättern von *Lamium purpureum* und *amplexicaule*, *Stachys palustris*, *Salvia pratensis*, *Thymus* und *Calamintha*. Auf Labiaten.
35. *Peronospora grisea Unger*, auf den grünen Teilen vieler Arten von *Veronica*. Auf *Veronica*.
36. *Peronospora Antirrhini Schröt.*, auf den Blättern von *Antirrhinum Orontium*. Auf *Antirrhinum*.
37. *Peronospora Linariae Fückel*, auf Arten von *Linaria* und *Digitalis*. An den deformierten Pflanzen entstehen Samen, obgleich an den Placenten und Scheidewänden die Oosporen gebildet werden⁴⁾. Auf *Linaria* und *Digitalis*.
38. *Peronospora lapponica Lagerh.*, auf *Euphrasia officinalis* in Lappland. Auf *Euphrasia*.
39. *Peronospora Vincae Schröt.*, auf den Blättern der *Vinca minor*. Auf *Vinca*.
40. *Peronospora Phyteumatis Fückel*, auf denen des *Phyteuma spicatum* und *nigrum*. Auf *Phyteuma*.
41. *Peronospora Valerianellae Fückel*, die untere Blätterfläche von *Valerianella olitoria* und andre Arten mit weißlichem Schimmelrasen überziehend. Auf *Valerianella*.

¹⁾ Botan. Centralbl. 1886, XXVI, pag. 191.

²⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten 1892, II, pag. 1. .

³⁾ Dasselbst pag. 324.

⁴⁾ Magnus im Sitzungsber. d. Gesellsch. naturf. Freunde. Berlin 1889, pag. 145.

Auf Karden.

42. *Peronospora Dipsaci Tul.*, auf allen grünen Teilen von *Dipsacus Fullonum* und *sylvestris*, vorzüglich an den Wurzelblättern, aber auch am Stengel und den oberen Blättern, in welchem Falle die Pflanzen klein bleiben und ein verkümmertes Aussehen erhalten. Die Conidienträger sind 6 bis 7 mal dichotom, die letzten Ästchen pfriemlich, steif und sperrig abstehend, die Conidien elliptisch, schmutziggroßviolett. Nach Kühn¹⁾ wurde einmal in der Gegend von Halle ein 5 Morgen großer Acker von Karden befallen und dadurch die Pflanzen und Blütenköpfe verdorben. Der Pilz erhält sich auf den zur Überwinterung bestimmten Herbstpflanzen.

Auf *Dipsacus*
und *Knautia*.

43. *Peronospora violacea de By.*, ein Parasit des *Dipsacus pilosus* und der *Knautia arvensis*, von dem vorigen durch sein ausschließliches Vorkommen in den chlorophylllosen Blütenteilen unterschieden²⁾. Die Blumenkrone ist schon im Knospenzustande von den Conidienträgern bedeckt, wodurch die Köpfchen ein graues Aussehen bekommen. Die Blüten bleiben halb geschlossen und werden schnell weiß und braun; nach dem Absterben werden sie gewöhnlich von *Cladosporium* überzogen. Der Pilz lebt auch in den Staubgefäßen und treibt auch auf ihnen zahlreiche Conidienträger, desgleichen auf der Narbe. Der Pollen gelangt nicht zur Ausbildung. Die Folge ist Sterilität. In den kranken Pflanzen sind sämtliche Köpfchen befallen. Die Conidienträger treten zwischen zwei Epidermiszellen hervor, sind 5 bis 7 mal gabelig, mit spitzwinklig abgehenden Ästen, die letzten Ästchen pfriemlich, gerade, die Conidien eiförmig, braunviolett. Das ganze Gewebe der befallenen Blütenteile ist mit Sporen erfüllt.

Auf *Anthemis*
etc.

44. *Peronospora leptosperma de By.*, in den Stengeln, Blättern und Hüllblättern von *Anthemis*, *Matricaria*, *Tripleurospermum*, *Tanacetum*.

Auf *Tripleuro-*
spermum-Blüten.

45. *Peronospora Radii de By.*, ebenfalls an *Tripleurospermum inodorum*, das Mycelium nach de Bary in der Pflanze verbreitet, die Conidienträger aber ausschließlich auf den Strahlblüten, die dadurch zusammenschrumpfen. Die Conidienträger treten einzeln aus der Epidermis der Blumenkrone und des Griffels.

C. Sporen mit regelmäßig netzförmig verdicktem Exosporium. Die Wand des Oogoniums ist dünn und fällt nach der Sporenreife zusammen.

Auf *Alsineen*.

47. *Peronospora Alsinearum Casp.*, auf Blättern, Stengeln, Blütenstielen und Welschen verschiedener *Alsineen*, wie *Stellaria media* und andren Arten, *Cerastium*-Arten, *Lepigonum rubrum*, *Arenaria*, sowie von *Scleranthus annuus*.

Auf *Holosteum*.

48. *Peronospora Holostei Casp.*, auf Blättern, Stengeln und Blüten von *Holosteum umbellatum*.

Auf *Arenaria*
und *Möhrringia*.

49. *Peronospora Arenariae Berk.*, auf *Arenaria serpyllifolia* und *Möhrringia trinervia*.

Auf *Sileneen*.

50. *Peronospora Dianthi de By.*, auf Arten von *Dianthus*, *Silene*, *Melandrium*, sowie auf *Agrostemma Githago* graue Schimmelflecken auf der Unterseite der rasch gelb werdenden Blätter bildend.

Auf *Linum*.

51. *Peronospora Lini Schröt.*, auf *Linum catharticum*.

Auf *Biden*,
Sinsen, *Erbsen*
und *Lathyrus*.

52. *Peronospora Viciae de By.*, auf verschiedenen *Vicieen*, insbesondere auch auf *Butterwicken*, *Sinsen*, *Erbsen* und *Lathyrus*-Arten, auch auf *Un-*

¹⁾ Hedwigia 1875, pag. 33.

²⁾ Vergl. Schröter in Hedwigia, 1874, Nr. 12.

kräutern wie *Vicia tetrasperma*. Die dichtstehenden Conidienträger sind 6 bis 8 mal gabelig, die Zweige sperrig und steif, die letzten Ästchen kurz pfriemenförmig, gerade, die Conidien elliptisch, blaß schmutzig violett, die Dosporen blaß gelbbraun, neßförmig verdickt. Von dem neuerlich gebauten *Lathyrus sylvestris* wurden seit Ausgang der achtziger Jahre größere Kulturen bei Zastrow in Westpreußen und bei Lupitz in der Altmark mehrere Jahre hintereinander befallen. Durch Abmähen der befallenen Pflanzen wurde gesunder Nachwuchs erzielt, da der Pilz nicht in den unterirdischen Theilen überwintert, sondern nur durch die Dosporen, die in den befallenen Blättern zurückbleiben, alljährlich sich zu erneuern scheint. Bespritzen mit Kupfervitriol-Kalkbrühe soll gute Dienste geleistet haben¹⁾.

53. *Peronospora Myosotidis* de By., auf Arten von *Myosotis*, ^{Auf Myosotis etc.} *Symphytum* und *Lithospermum*. In Frankreich zerstörte der Pilz in Gewächshäusern *Heliotropium peruvianum* nach Calanne²⁾.

54. *Peronospora Asperuginis* Schröt., auf *Asperugo procumbens*. ^{Auf Asperugo.}

55. *Peronospora Chlorae* de By., auf *Gentianaceen*, besonders ^{Auf Gentiana-} *Chlora-* und *Erythraea*-Arten. ^{ceen.}

56. *Peronospora Anagallidis* Schröt., auf Blättern von *Ana-* ^{Auf Anagallis.} *gallis coerulea*.

57. *Peronospora calotheca* de By., an den Stengeln und der ^{Auf Asperula,} unteren Blattseite von *Asperula odorata*, *Sherardia arvensis* und an Arten ^{Galium etc.} von *Galium*, besonders *G. Aparine*, *Mollugo* und *sylvaticum* einen grauen Schimmelüberzug bildend.

D. Dogonien unbekannt. Von den folgenden Arten ist daher vorläufig unentschieden, in welche der vorigen Abteilungen sie gehören.

58. *Peronospora trichotoma* Massee, soll eine Erkrankung der ^{Auf Colocasia.} Wurzelknollen der *Colocasia esculenta* veranlassen, das Kraut aber nicht befallen³⁾.

59. *Peronospora Rumicis* Corda, an der unteren Blattseite und an ^{Auf Rumex.} verkrüppelten Blütenständen von *Rumex Acetosa*, *Acetosella* und andern Arten, in deren Wurzeln das Mycel perenniert.

60. *Peronospora Polygoni* Thümen, auf *Polygonum convolvulus* ^{Auf Polygonum.} und *aviculare*.

61. *Peronospora Scleranthi* Rabenh., auf *Scleranthus annuus*. ^{Auf Scleranthus.}

62. *Peronospora pulveracea* Fuckel, auf den Blättern von *Helle-* ^{Auf Helleborus.} *borus foetidus*, *niger* und *odorus*.

63. *Peronospora parvula* Schneid., auf *Isopyrum*. ^{Auf Isopyrum.}

64. *Peronospora Bulbocapni* Reich., auf *Corydalis cava* bei Wien. ^{Auf Corydalis.}

65. *Peronospora Cyparissiae* de By., auf *Euphorbia Cyparis-* ^{Auf Euphorbia.} *sias*.

66. *Peronospora Thesii* Lagerh., auf *Thesium pratensis* im ^{Auf Thesium.} Schwarzwald.

67. *Peronospora tribulina* Pass., auf *Tribulus terrestris* in ^{Auf Tribulus.} *Stalien*.

¹⁾ Jahresbericht des Sonderausschusses für Pflanzenschutz. Jahrb. d. deutsch. Landw.-Gesch. 1892, pag. 420.

²⁾ Actes de la soc. Linn. de Bordeaux, 41, 1887, pag. L. II.

³⁾ Naturforscher 1888, Nr. 9.

- Auf Myrica. 68. *Peronospora rufibasis* Berk et Br., auf Myrica gale in England.
- Auf Rubus. 69. *Peronospora Rubi* Rabenh., auf den Blättern von Rubus caesius und fruticosus.
- Auf Fragaria. 70. *Peronospora Fragariae* Roze et Cornu, auf Blättern von Fragaria in Frankreich.
- Auf Rosen. 71. *Peronospora sparsa* Berk., auf den Blättern der kultivierten Rosen, einen zarten grauen Schimmel auf der unteren Blattseite bildend und braune Flecken an der Oberseite, später Abfallen der einzelnen Blättchen veranlassend. Die Conidienträger sind wiederholt dichotom, die letzten Ästchen gabelig, an der Spitze etwas gekrümmt, die Conidien kugelig. Der Pilz ist seit einiger Zeit in England bekannt¹⁾, 1876 hat er sich nach Wittmack²⁾ in den Rosentreibereien einer Handelsgärtnerei zu Lichtenberg bei Berlin gezeigt und einen großen Teil der Rosen vernichtet. In den Rosenkulturen Rom's hat er ebenfalls viel Schaden gemacht³⁾. Auch in Starnitz in Schlesien ward er neuerdings und zwar in Sämlingsbeeten auf Rosenwildlingen sehr schädlich beobachtet⁴⁾.
- Auf Primula. 72. *Peronospora interstitialis* B. et Br., auf Primula veris.
- Auf Androsace. 73. *Peronospora Androsaces* Niessl., auf Androsace elongata bei Brunn.
- Auf Plantago. 74. *Peronospora alta* Fuckel, auf den Blättern von Plantago major und lanceolata.
- Auf Scrophularia und Verbascum. 75. *Peronospora sordida* Berk., auf Scrophularia- und Verbascum-Arten.
- Auf Nicotiana. 76. Eine *Peronospora Nicotianae* Spegaz., auf Nicotiana longiflora in Argentinien wird von Spegazzini⁵⁾ angegeben.
- Auf Hyoscyamus. 78. *Peronospora Hyoscyami* de By., auf den Blättern von Hyoscyamus niger und in Kalifornien auf Nicotiana glauca⁶⁾.
- Auf Knautia und Scabiosa. 79. *Peronospora Knautiae* Fuckel, auf den Blättern von Knautia arvensis und Scabiosa columbaria.
- Auf Senecio. 80. *Peronospora Senecionis* Fuckel, auf Blättern von Senecio cordatus.

III. Cystopus Lév.

Cystopus, der weiße Rost. Die Parasiten, welche wir in dieser Gattung vereinigen, bilden ihre Conidienträger in Form kurzer, unverzweigter, cylindrischer oder feulenförmiger Zellen, welche in großer Anzahl dicht gedrängt, nebeneinanderliegend unter der Epidermis ein zusammenhängendes, ausgebreitetes, weißes Lager darstellen, durch welches sehr bald die Epidermis emporgehoben und durchbrochen wird. An der Spitze jedes Conidienträgers werden mehrere Sporen reihenförmig abgeschnürt, so daß die oberste Spore jeder Reihe die älteste ist (Fig. 13 B). Jede Spore

¹⁾ Regel's Gartenflora 1863, pag. 204.

²⁾ Sitzungsb. d. Gesellsch. naturf. Freunde zu Berlin. 19. Juni 1877.

³⁾ Cuboni in Le stazioni sperimentali agrarie ital. Rom 1888, pag. 295.

⁴⁾ Zeitschrift f. Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 181, u. II, 1892, pag. 356.

⁵⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II, 1892, pag. 161.

⁶⁾ Garden. Chronicle 1891, pag. 211.

ist von der anderen durch ein sehr kurzes, schmales Zwischenstück verschieden, und an diesen Stellen trennen sich die zahlreichen Sporen von einander, so daß das Conidienlager eine pulverförmige, weiße Beschaffenheit annimmt. Die Myceliumschläuche verbreiten sich in den inneren Geweben intercellular und senden reichlich Haustorien in die Nährzellen. Außerdem besitzen diese Pilze ebenfalls Oosporen, welche von Oogonien und Antheriden erzeugt werden (Fig. 14 A, B, C), und in ihrem Vorkommen und ihrer Beschaffenheit mit denjenigen der übrigen Gattungen übereinstimmen. Die Keimung der Conidien geschieht wie bei den schwärm-sporenbildenden Peronospora-Arten. Die Oosporen sind Dauer-sporen, welche im Frühlinge nach ihrer Entstehung unter Bildung von Schwärm-sporen keimen. Die Krankheitseffekte sind denjenigen, welche die Peronospora-Arten hervorbringen, analog. Jedoch ist die ausfallende und tödende Wirkung des conidienbildenden Pilzes auf die Zellen der grünen Organe weit weniger heftig, indem die befallenen Blätter oft noch lange frisch und grün bleiben und erst nach längerer Zeit sich

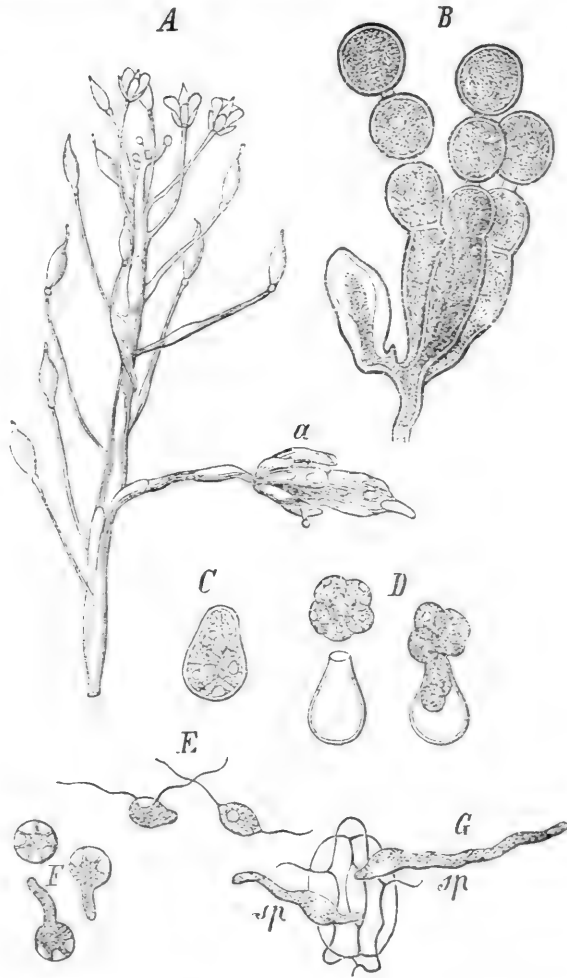


Fig. 13.

Cystopus candidus Lév. A Ein befallener Blütenstand von *Capsella bursa pastoris*. Stengel und Blütenstiele mit den weißen Flecken der Conidienlager; a eine durch den Pilz in allen Teilen stark vergrößerte und verunstaltete Blüte, welche auf den Kelch- und Blumenblättern und dem Stiele ebenfalls weiße Conidienlager zeigt. B Ein Büschel Conidienträger von einem Mycelaste entspringend, mit reihenförmig abgeschulerten Conidien. C Eine Conidie keimend, wobei der Inhalt in mehrere Schwärm-sporen zerfällt. D Austritt der Schwärm-sporen. E Entwickelte und schwärmende Schwärm-sporen. F Zur Ruhe gekommene Sporen, teilweise mit Keimschlauch keimend. G Keimende Sporen sp auf der Epidermis, in eine Spaltöffnung eindringend.

B—G 400fach vergrößert, nach de Bary.

gelb färben. Darum sind die blasenförmig aufbrechenden weißen Flecke der Conidienlager hier das auffallendste Symptom der Krankheit, die deshalb auch mit dem Namen weißer Rost belegt worden ist. Im oosporenbildenden Zustande bringt dagegen wenigstens Cysto-

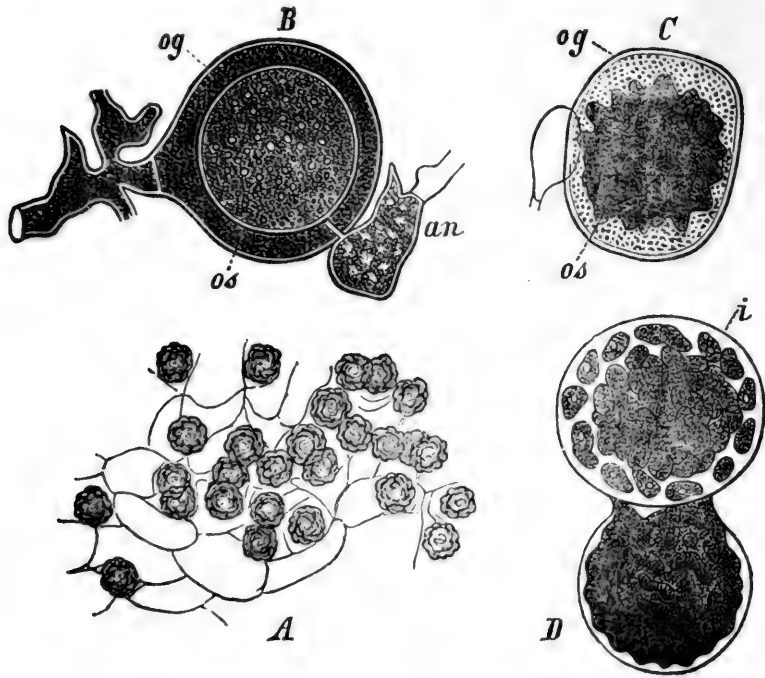


Fig. 14.

Oosporen des *Cystopus candidus* Lév. A Durchschnitt durch das Gewebe einer durch den Pilz verunstalteten und vergrößerten Blüte (Fig. 13 A); man sieht zahlreiche gelbbraune Oosporen in dem Gewebe zerstreut. 100 fach vergrößert. B Die Geschlechtsorgane, die der Bildung der Oosporen vorausgehen. An einem Mycelaste steht als kugelige Anschwellung das Oogonium og mit der Befruchtungszugel oder der jungen Oospore os. Das Antheridium an, als Endanschwellung eines benachbarten Mycelfadens, legt sich dem Oogonium an, treibt durch dasselbe einen Befruchtungsschlauch nach der Befruchtungszugel. Diese entwickelt sich infolgedessen zu der in C dargestellten reifen Oospore os, die in der jetzt noch deutlichen, später mehr zusammenfallenden Oogoniumhaut og eingeschlossen ist. Der Rest des Antheridiums an der Seite. D keimende Oospore; der Inhalt tritt in einer Blase eingeschlossen hervor und ist bereits in zahlreiche Schwärmsporen zerfallen. B—D ungefähr 400 fach vergrößert, nach de Bary.

pus candidus Hypertrophieen und Mißbildungen in einem solchen Grade hervor, wie es bei *Peronospora* kaum vorkommt. Folgendes sind die bekannteren Arten dieser Gattung.

Auf Cruciferen.

1. *Cystopus candidus* Lév., (*Uredo canida* Pers.), auf vielen Cruciferen, jedoch nur auf einigen Arten häufig, auf andern viel seltener, auf vielen noch gar nicht beobachtet; bei uns am gemeinsten auf *Capsella Bursa pastoris*, hier oft in Gemeinschaft mit *Peronospora parasitica*, häufig auch am Leindötter, seltener auf *Nasturtium amphibium* und *sylvestre*,

Cheiranthus Cheiri, *Thlaspi arvense*, *Turritis glabra*, *Cardamine pratensis*, *Berteroa incana*, *Diploaxis tenuifolia*, *Iberis umbellata*, *Lepidium sativum* und *graminifolium*, *Sisymbrium Thalianum*, *Arabis Turritis* und *hirsuta*, *Senebiera Coronopus*, *Raphanus Raphanistrum* und *sativum*, *Sinapis arvensis*, sowie auch auf *Brassica Napus*, *rapa*, *nigra* und *oleracea*; so hat der Pilz z. B. nach Schröter¹⁾ in Neapel in Blumenkohlkulturen sehr geschadet. Der Pilz ist auch in Nordamerika an vielen Cruciferen gemein, desgleichen nach Spegazzini²⁾ auch in Argentinien, auch in Persien (von Hausknecht) an *Capsella Bursa pastoris* gefunden worden. Er befällt die Blätter, Stengel, Inflorescenzaren, Blütenstielfchen, sowie sämtliche Organe der Blüte. Auf allen diesen Teilen bilden die Conidienlager runde bis längliche, erhabene, weiße und, so lange die Epidermis auf ihnen noch unverfehrt ist, etwas glänzende Flecke. Im Blütenstand, wo der Pilz zugleich mit den Conidien auch die Oosporen oder auch wohl die letzteren allein entwickelt, bewirkt er stets eine unter bedeutender Vergrößerung der Teile eintretende Mißbildung (Fig. 13 A). Inflorescenzare und Blütenstielfchen verdicken sich mehr oder weniger und krümmen sich durch ungleichseitiges Längenwachstum oft unregelmäßig, die Inflorescenzaren von *Capsella* bisweilen lockenförmig in mehreren Kreisen. Die Blütenblätter sind sämtlich bedeutend vergrößert, Kelch- und Blumenblätter grün, dick, fleischig, die Staubgefäße mit stark entwickeltem Filament, oft mit deutlicher, meist pollenloser oder ganz fehlender Anthere, die Fruchtknoten zu einem langen, unregelmäßigen, grünen, schotenförmigen Körper mit fehlschlagenden Samenknochen degeneriert. Der Plan des Blütenbaues ist trotzdem nicht alteriert und meist deutlich in allen seinen Gliedern zu erkennen (wenigstens bei *Camelina* und *Capsella*). Nach Schneckler³⁾ ist dagegen beim kultivierten Rettig der Kelch- und Blumenblattkreis auf je zwei Blätter reduziert, die mehr oder minder blattartig umgewandelten Staubgefäße dagegen in der 6-Zahl vorhanden. Ähnliches finde ich an einer Blüte von *Raphanus Raphanistrum*; die Vergrößerung der Teile ist hier am bedeutendsten: der Fruchtknoten zu einem fingerförmigen, ca. 6 cm langen Körper ausgewachsen. Samen werden in den deformierten Fruchtknoten nie erzeugt; der Pilz hat also in den Blüten Sterilität zur Folge. Alle hypertrophierten Teile des Blütenstandes enthalten in Menge die Oosporen (Fig. 14 A); diese haben ein gelbbraunes, dickes Endosporium, welches mit unregelmäßigen starken Warzen, die stellenweise in gewundene Röhren zusammenfließen, besetzt ist (Fig. 14 C). Die Conidien sind sofort nach der Reife keimfähig. Die Oosporen erreichen nach de Bary⁴⁾ nach mehrmonatlicher Ruhe ihre Keimfähigkeit; bei Anwesenheit von Feuchtigkeit treiben sie dann das Endosporium als einen dicken, kurzen Zylinder hervor, welcher zu einer großen, runden Masse anschwillt, in der sich das Protoplasma zu zahlreichen Schwärmsporen umformt (Fig. 14 D). Letztere treten alsbald aus derselben hervor und entwickeln sich dann ebenso weiter wie die aus den Conidien entstandenen. Die In-

1) Illustrierte Gartenzeitung 1884, pag. 246.

2) Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II, 1892, pag. 161.

3) Bullet. de la soc. Vandoise des sc. nat. 1876, citiert in Just, Bot. Jahressber. f. 1876, pag. 140.

4) Ann. des sc. nat. sér. 4. T. XX., und Morphologie und Physiologie der Pilze etc.

sektion der Nährpflanzen geschieht nach de Bary durch die Schwärmer beiderlei Sporen. Die Keimschläuche derselben können nur durch die Spaltöffnungen oberirdischer Teile eindringen, nicht in die Wurzeln. Bei *Capsella* und *Lepidium sativum* dringen sie zwar in alle Spaltöffnungen ein, entwickeln sich aber nur dann weiter, wenn sie in die Cotyledonen eingetreten sind, so daß das Mycelium von hier aus die ganze oberirdische Pflanze durchwächst. Dagegen vermögen nach demselben Forscher die eingedrungenen Keimschläuche an der *Heliophila erithmitolia* auch in den andern Blättern zum Mycelium sich zu entwickeln. Als Maßregel, um die verschiedenen kultivierten Cruciferen, die dem weißen Krost ausgeht sind, vor der Krankheit zu bewahren, muß hiernach die Vernichtung des alten kranken Stroh's durch Verbrennen sowie die möglichste Säuberung der Kulturländereien von denjenigen Unkräutern, welche vorzüglich den *Cystopus candidus* tragen (*Capsella Bursa pastoris*) bezeichnet werden.

Auf *Capparis*.

2. *Cystopus Capparidis de By.*, auf den Blättern von *Capparis*-Arten in Südeuropa; nach Pirotta ¹⁾ wahrscheinlich mit voriger Art identisch.

Auf *Portulaca*.

3. *Cystopus Portulacae Lév.*, auf den grünen Teilen von *Portulaca oleracea* und *sativa*. Die Conidien sind hier ungleich, indem die endständigen jeder Reihe größer als die übrigen und mit dickerer, gelblicher Membran versehen sind und keine Schwärmsporen erzeugen.

Auf *Amaranthus*.

4. *Cystopus Bliti Lév.*, auf den Blättern und Stengeln von *Amaranthus Blitum*. Die Conidien sind ungleich, nämlich die endständigen kleiner und mit dickerer, fast farbloser Membran versehen, ebenfalls steril. Die Sporen besitzen ein braunes Eosporium mit gewundenen und netzförmig verbundenen Falten und finden sich meist in den Stengeln.

Auf *Lepigonum*.

5. *Cystopus Lepigoni de By.*, auf *Lepigonum medium*, besonders durch das dicht mit kleinen, oft dornigen Wärschen besetzte Eosporium der Sporen vom vorigen unterschieden.

Auf Compositen.

6. *Cystopus Tragopogonis Schröt.* (*Cystopus cubicus Lév.*), auf verschiedenen Compositen. Sporen mit runden oder gelappten hohlen Warzen dicht bedeckt. Auf *Cirsium arvense*, *oleraceum*, *palustre* findet sich eine Form oder eigene Art, *Cystopus spinulosus de By.*, wo das Eosporium durch kleine, solide, meist spitz dornige Wärschen dicht bedeckt ist. Bei allen sind die Conidien ungleich, die endständigen größer und steril, mit sehr dicker, meist farbloser Membran.

IV. *Pythium Pringsh.*

Pythium.

Von dieser Gattung sind nur einige Arten Parasiten in Pflanzen, andre leben saprophytisch. Bei den ersteren wächst das Mycelium nicht nur zwischen den Zellen, sondern auch quer durch dieselben hindurch. Dadurch sowie durch den Umstand, daß das Mycelium im erwachsenen Zustande oft vereinzelte Querwände besitzt, weicht es von dem der übrigen Peronosporaceen ab und kann leicht mit dem andrer Pilze verwechselt werden. An Stelle der Conidien werden Sporangien gebildet, d. h. die Erzeugung der Schwärmsporen in denselben erfolgt schon am Pilze; doch kommt es auch hier vor, daß das Sporangium

¹⁾ Cit. in Botan. Centralbl. 1884. XX. pag. 323.

noch als wirkliche Conidie abfällt und dann erst mit Schwärmsporen feimt. Die Sporangien befinden sich auch nicht an besonderen Conidienträgern, sondern teils am Ende der Myceläste, teils intercalare in denselben und zwar bald innerhalb der Nährpflanze, bald an ihrer Oberfläche. Auch bringen die Sporangien die Schwärmsporen nicht in ihrem Innern zur Ausbildung, sondern der noch ungeteilte Inhalt derselben wird in eine Blase entleert und zerfällt hier erst in Schwärmsporen, die durch das Platzen der Blase frei werden. Die Zoosporen und ihre Bildung in Oogonien mit Antheridien stimmen im wesentlichen mit denen der übrigen Peronosporaceen überein.

Die hierher gehörigen Parasiten befallen teils verschiedenartige Kryptogamen, besonders im Wasser oder auf stark benetztem Boden wachsende, teils die Keimpflanzen phanerogamer Gewächse, gewöhnlich die Stengeln derselben frant und schlaff machend und diejenige Erscheinung veranlassend, welche man das Umfallen der Keimpflanzen oder den Wurzelbrand oder schwarze Beine der Keimpflanzen zu nennen pflegt. Indessen kann diese Erkrankungsweise auch noch durch verschiedene andre Pilze verursacht werden (vergl. S. 34, 70 und unten Phoma). Auf den getöteten Pflanzen leben die Pythium-Arten oft saprophytisch weiter, besonders wenn jene im Wasser sich befinden, wo dann die Mycelfäden weit herauswachsen, an saprophyte Saprolegniaceen erinnernd.

Peronospora de Baryanum Hesse. Das Mycelium dieses Para- Peronospora de Baryanum.
siten besitzt reichlich verästelte dünne Fäden, welche sowohl zwischen den Zellen als auch quer durch dieselben hindurchwachsen, bei trockner Luft kaum über die Oberfläche der Nährpflanze hervortreten, bei feuchter Luft und besonders im Wasser weit herauswachsen. Sie bilden manchmal innerhalb der Nährpflanze, am häufigsten aber an den aus der Wirtspflanze herauswachsenden Mycelästen endständige oder intercalare, kugelförmige Sporangien, welche entweder direkt Schwärmsporen erzeugen und dieselben aus einem schnabelartigen Entleerungshalse entlassen, oder zu kugelförmigen oder eiförmigen, ziemlich dickwandigen, farblosen Conidien werden, welche besonders an der Luft entstehen und als ruhende Dauerzellen abfallen, die mehrere Monate lang keimfähig bleiben, auch wenn sie eingetrocknet oder eingefroren waren; diese keimen unter Schwärmsporen- oder Keimschlauchbildung. Außerdem werden auch Zoosporen mit farblosem glattem Eozporium gebildet, welche ebenfalls nach mehrmonatlicher Ruhepause keimen und zwar mittelst Keimschlauches.

Nach neueren Untersuchungen, besonders denjenigen de Bary's¹⁾, kommt dieser Pilz auf folgenden sehr verschiedenartigen Pflanzen vor, und es sind daher mehrere früher als eigene Arten beschriebene Pilze hierher zu rechnen.

Auf Keimpflanzen verschiedener Phanerogamen bei der Erkrankung, die Wurzelbrand der man das Umfallen oder den Wurzelbrand der Keimpflanzen nennt, ist der Keturpflanzen.

¹⁾ Botan. Zeitg. 1881, pag. 528.

Pilz zuerst von Hesse¹⁾ beobachtet worden, nämlich an *Camelina*, *Trifolium repens*, *Spergula arvensis*, *Panicum miliaceum* und *Zea Mais*. Hierher gehört aber auch der Pilz, welcher von Kohde²⁾ unter dem Namen *Lucidium pythioides* beschrieben und in den Keimpflanzen von *Stanhopea saccata*, *Lepidium sativum*, *Sinapis* und *Beta vulgaris* beobachtet worden ist, der also als Ursache des Wurzelbrandes der Rüben auftreten kann. Die befallenen jungen Pflänzchen fallen um, indem ihr hypocotylen Stengelglied

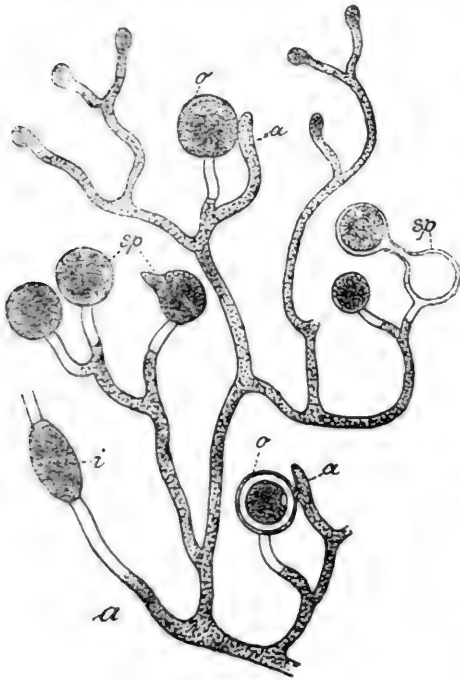


Fig. 15.

Pythium de Baryanum. Ein Stück Mycelium mit Sporangien (sp), rechts ein entleertes Oogonium (o) und Antheridien (a); bei i eine intercalare Conidie; 250fach vergrößert.
Nach Hesse.

ein gewisses Alter und eine gewisse Erstarrung des hypocotylen Stengelgliedes erreicht haben, bekommen den Pilz viel seltener, und wenn es geschieht, so ist es nur eine kleinere Stelle der Rinde, welche der Pilz befallt und krankt macht; die Pflanze bleibt aber am Leben und wächst schließlich die Krankheit wieder aus. Da von dem Pilze nachgewiesen ist, daß er auch saprophytisch lebt, so ist anzunehmen, daß er im Erdboden sehr verbreitet ist.

schwarz, welk und dünn wird, und bald zu faulen beginnt. Im ganzen Parenchym desselben wachsen reichlich die Pilzfäden. Auch im Kraut und in den Knollen der Kartoffelpflanze ist, wie oben S. 60 erwähnt wurde, der Pilz sowohl parasitisch wie saprophytisch von de Bary gefunden worden. Von Prim³⁾ wurde der Pilz auf *Impatiens Sultani* beobachtet. Auch bei Feldkulturen von Erbsen und Lupinen hat man neuerdings Wurzelerkrankungen durch ein *Pythium* beobachtet⁴⁾. Es ist daher sehr wahrscheinlich, daß *Pythium de Baryanum* noch auf vielen andern phanerogamen Keimpflanzen auftreten kann, wiewohl Hesse eine Anzahl Pflanzen aufzählt, wie Weizen, Mohn, Raps, Erbse, Esparsette etc., bei denen ihm Infektionsversuche nicht gelungen seien. Es dürfte sich dies bei Wiederholung der Versuche vielleicht nicht bestätigen und das so häufig bei allerlei Keimpflanzen in Saatbeeten etc., besonders bei sehr dichtem Stande eintretende Umfallen vielfach von diesem Pilze verursacht sein. Es ist bemerkenswert, daß nur die junge Keimpflanze dem Pilze so leicht erliegt. Sämlinge, die

¹⁾ *Pythium de Baryanum*, ein endophytischer Schmarotzer. Halle 1874.

²⁾ Verhandl. d. bot. Sect. d. 47. Vers. deutsch. Naturforscher u. Ärzte zu Breslau 1874. Vergl. Bot. Zeitg. 1875, pag. 92.

³⁾ Garden. Chronicle. 1888, pag. 267.

⁴⁾ Jahresver. des Sonderausschusses f. Pflanzenschutz. Jahrb. d. deutsch. Landw. Gesellsch. 1891, pag. 209.

Über den Wurzelbrand der Rüben oder die schwarzen Beine Wurzelbrand der Rüben sind von Karlson¹⁾ im Gouvernement Charkow Untersuchungen angestellt worden. Derselbe berichtet, daß daselbst der Wurzelbrand im Jahr 1880 zunächst 10—15 Prozent, 1883 schon ca. 50 Prozent, 1884 mindestens 30, auf vielen Feldern 70—80 Prozent Erkrankungen unter den jungen Rübenpflanzungen veranlaßte. Auch in Deutschland kennt man die Krankheit in allen rübenbauenden Gegenden; der Schaden, den sie veranlaßt, ist bald nur gering, bald steigt er auf 25, 50, 70, 80 und selbst 100 Prozent. Nach Karlson ist es nicht zu bezweifeln, daß der Pilz durch den Samen übertragen wird, denn das Durchschießende und Braunwerden des hypokotylen Gliedes geht gewöhnlich von dem Samen aus. Sterilisieren des Bodens verhinderte daher auch nicht das Auftreten der Krankheit. Von der Oberfläche der Samenkerne abgeschabte Masse ergab dieselben Pilze, welche auch beim Wurzelbrand auftreten. Karlson hat verschiedene Pilzformen gefunden, die er aber nicht näher beschreibt. In der That können verschiedene Pilze den Wurzelbrand der Rüben veranlassen; man vergleiche namentlich das unten bei *Phoma Betae* und *Rhizoctonia* Gesagte, auch Verwundungen durch Insekten können derartige Erscheinungen hervorrufen (vergl. *Atomaria linearis*). Karlson hat auch konstatiert, daß die Samen verschiedener Herkunft sehr ungleiche Resultate bezüglich Auftretens des Wurzelbrandes ergaben; während manche sehr gut auslaufen, zeigten sich bei andern 30, wieder bei andern 100 Prozent Kranke, so daß ein solcher Schlag vollständig an Wurzelbrand zu Grunde ging. Darum wird denn auch durch Beizung der Samen der Wurzelbrand bedeutend vermindert. Karlson erhielt von einem Saatgut, welches bei Vorversuchen etwas über 60 Prozent Wurzelbrand ergab, nach Beizung mit

1 Prozent Karbolsäure-Lösung 38 Prozent Wurzelbrand

2 " " " 26 " "

1 " Kupfervitriol " 30 " "

2 " " " 20 " "

Die Beizung geschah nach dreitägigem Feuchtliegen der Körner zwei Stunden lang. Daß die Beizung den Wurzelbrand vermindert, aber nicht verhütet, erklärt Karlson daraus, daß der Pilz auch im Erdboden vorhanden ist. Die eigentliche Ursache will Karlson auch nicht in dem Pilz sehen, sondern in einer gewissen Schwäche und Kränklichkeit der Pflanzen. Es sei daher außer der Samenbeize alles das ein Gegenmittel gegen den Wurzelbrand, was die Kräftigung der Pflanze zum Ziele hat und sie rasch über die gefährliche Periode ihrer Zartheit und Schwäche hinausbringt. Hauptsächlich sei die Samenkultur auf die Erzielung gesunder Pflanzen zu richten. Zu Mutterrüben seien die besten und schwersten Rüben zu benutzen; dieselben sollen ebenso wie die andern eingemietet werden und im nächsten Jahre einzeln in größeren Entfernungen zwischen die Reihen gesetzt werden; die Samen solcher Pflanzen bekommen nach Karlson fast keinen Wurzelbrand. Normale Samenrüben ergaben ihm 15—20 Prozent, die von Stecklingen geernteten Samen dagegen 60—70 Prozent Wurzelbrand. Man hat auch die Beobachtung gemacht, daß nach Düngung mit Kalk (6 Centner pro Morgen) fast gar kein Wurzelbrand sich zeigte; ebenso

¹⁾ Zeitschr. des Vereins f. d. Rübenzucker-Industrie v. 1891, pag. 371.

günstigen Erfolg zeigte Düngung mit Superphosphatgips (375 kg pro Hektar)¹⁾.

In Equisetum-
Vorkeimen.

In den Vorkeimen von *Equisetum arvense* ist dieser Pilz von Sadebeck²⁾ entdeckt und *Pythium Equiseti* genannt worden. Die in einer Kultur gezogenen Vorkeime gingen infolge Befallens durch diesen Pilz zu Grunde und verschwanden vollständig. Die Wurzelhaare und die Zellen des Vorkeimes waren von dem Mycelium durchzogen, dessen Fäden in verschiedenen Richtungen quer durch die Zellen hindurchwuchsen. Es ist dies wahrscheinlich derselbe Pilz, der auch Milde³⁾ schon die Kulturen der Vorkeime des *Equisetum arvense* zerstörte. Sadebeck hat auch die Sporangien und die Geschlechtsorgane des Pilzes beobachtet, die sich besonders aus den massenhaft aus Vorkeimen herauswachsenden Fäden bildeten, nachdem die erkrankten Vorkeime in Wasser gelegt worden waren. Auch die Infektion gesunder Vorkeime, welche mit kranken zusammengebracht wurden, ist Sadebeck gelungen. Bemerkenswert ist, daß nur diejenigen Kulturen erkrankten, welche auf Sand erzogen worden waren, nicht diejenigen, welche gleichzeitig daneben auf Gartenerde sich befanden, und daß immer zuerst die Wurzelhaare von den Mycelfäden durchzogen waren, was dafür zu sprechen scheint, daß das Substrat die Keime der Parasiten in sich tragen kann. — Das ebenfalls auf *Equisetum*-Vorkeimen von Sadebeck⁴⁾ gefundene *Pythium autumnale* dürfte wohl auch mit diesem Pilze identisch sein.

In Farnvor-
keimen.

In Farnprothallien hat Vohde (l. c.) ein Mycelium mit Sporangien und Dauerconidien gefunden und unter dem Namen *Pythium circumdans* beschrieben, welches unter denselben Erscheinungen auftrat und vielleicht auch hierher gehört. Einen verwandten Organismus hat Vohde (l. c.) ebenfalls in Farnprothallien gefunden und *Completozia complens* genannt.

In Lycopodia-
ceen-Vorkeimen.

In Vorkeimen von Lycopodiaceen sind von mehreren Beobachtern ähnliche Pilze gefunden worden, die möglicherweise auch hierher zu rechnen sind⁵⁾.

In Wasser-
pflanzen.

2. *Pythium Cystosiphon* Lindst. (*Cystosiphon pythioides* Rose et Cornu⁶⁾) in kleinen, schwimmenden Wasserpflanzen, besonders *Lemna arrhiza*, *minor*, *gibba* und in *Riccia fluitans*.

In Algen.

3. *Pythium gracile* Schenk⁷⁾ in den Zellen von *Spirogyra*, *Cladophora*- und *Vaucheria*-Arten mit stark verzweigten Schläuchen, welche in

¹⁾ Jahresber. des Sonderausschusses f. Pflanzenschutz. Jahrb. d. deutsch. Landw. Gesellsch. 1891, pag. 205; 1892, pag. 414.

²⁾ Sitzungsber. d. bot. Ver. d. Prov. Brandenburg, 28. Aug. 1874, und Cohn's Beitr. z. Biologie d. Pfl. 1. Heft 3, pag. 117 ff.

³⁾ Nova acta Acad. Leop. XXIII. P. II, pag. 641.

⁴⁾ Tageblatt der 49. Vers. deutscher Naturforscher und Ärzte 1876, pag. 100.

⁵⁾ Vergl. Treub, Ann. de Buitenzorg IV, 1884, Bruchmann, Botan. Centralbl. XXI. 1885, pag. 309, und Göbel, Botan. Zeitg. 1887, pag. 165.

⁶⁾ Ann. des sc. nat. 5. sér. T. XI, pag. 72.

⁷⁾ Verhandl. d. phys. med. Gesellsch. Würzburg, 14. Nov. 1857. IX, pag. 12 ff.

den Algenzellen vielfach hin- und hergebogen sind und die Scheidewände derselben durchbohren. Aus der Nährzelle ragen Äste der Schläuche hervor, welche zu den Sporangien werden, in denen Schwärmsporen mit je einer Wimper in verschiedener Anzahl sich bilden. Der Parasit bewirkt, daß das Protoplasma der Zelle zusammenschrumpft und sich trübt, infolgedessen jede weitere Entwicklung der Zelle aufgehalten wird. Die Infektion geschieht nach Schenk's Beobachtungen dadurch, daß die Schwärmsporen sich an der Algenzelle festsetzen und einen in dieselbe eindringenden Fortsatz treiben, worauf die ganze Spore in das Innere der Zelle hineinwächst; aus dem unteren Teile entwickeln sich dann die in der Zelle nach allen Richtungen wachsenden Schläuche, aus dem oberen Teile das aus der Zelle hervortretende Sporangium. Geschlechtsorgane sind nicht sicher bekannt.

4. *Pythium Chlorococci* Lohde in den Zellen von *Chlorococcum*, welche dadurch getötet werden¹⁾.

In *Chlorococcum*.

In *Pellia*.

In dem Lebermoose *Pellia epiphylla* kommt bisweilen ein von Schacht zuerst gefundener, von mir genauer beschriebener²⁾ und *Saprolegnia Schachtii* Frank genannter Pilz vor. Nach Fischer's Meinung³⁾ soll dieser Pilz mit *Pythium de Baryanum* identisch sein, was ich jedoch vorläufig bezweifle, weil ich Sporangien oder Conidien nicht gefunden habe und weil die nur selten von mir gesehenen Dogonien mehrere Anlagen von Dosporen enthielten, besonders aber deshalb, weil dieser Pilz in *Pellia*, ganz im Gegensatz zu *Pythium de Baryanum*, ein interessantes Beispiel eines für den Wirt so gut wie ganz unschädlichen Symbionten ist, denn das Mycelium, welches gewöhnlich das Laub dieses Moores ganz durchzieht, zehrt zwar die Stärkekörner in den befallenen Zellen auf, hat aber auf den Gesundheitszustand des Moores nicht den geringsten schädlichen Einfluß. Da aber die systematische Stellung des Pilzes unsicher ist, so schließe ich ihn vorläufig hier an.

Ebenfalls noch unsicher ist die Stellung des Pilzes *Saprolegnia de Baryi* Walz.⁴⁾, der in den Zellen der Alge *Spirogyra densa* lebt, die sehr dünnen, zarten, verzweigten Fäden innerhalb der Algenzelle kriechend und in das umgebende Wasser heraustretend, wo sie endständige fuglige Sporangien tragen, in denen Schwärmsporen entstehen, auch Conidien sowie Dogonien kommen wie bei den *Pythium*-Arten vor. Nach Walz tötet der Parasit die Algenzelle: sobald ein Faden in eine solche eingedrungen ist, zieht sich der Inhalt derselben zusammen und verliert seine charakteristische regelmäßige Anordnung; später nimmt beides zu; die Stärkekörner schwinden, das Chlorophyll wird endlich schwarz oder braun oder auch hellgelb bis farblos; die Celluloseschicht der Zellwand quillt etwas auf. Zuletzt verschwindet die Zelle völlig, und es bleiben nur die Dosporen übrig.

In *Spirogyra*.

¹⁾ Tagebl. d. 47. Naturforscher-Versammlung 1874, pag. 204.

²⁾ Vergl. erste Aufl. dieses Werkes 1880, pag. 384.

³⁾ Rabenhorst, Kryptogamenflora I, 4. Abtl., pag. 405.

⁴⁾ Bot. Ztg. 1870, pag. 537.

6. Kapitel.

Die Protomycetaceen.

Protomycetaceen.

Diese kleine Gruppe von Schmarotzerpilzen, welche als Krankheits-erreger nur geringe Bedeutung haben, steht naturgeschichtlich ziemlich selbständig in der Klasse der Pilze da; die nächste Verwandtschaft scheint sie mit den Brandpilzen zu haben, indem diese Pilze ein endophytes, aus gegliederten Fäden bestehendes Mycelium besitzen, von welchem einzelne Gliederzellen der Fäden zu Sporen werden, welche also den Charakter von Chlamydosporen, wie bei den Brandpilzen haben. Doch weicht das Keimungsprodukt dieser Sporen wesentlich von demjenigen der genannten Pilze ab. Denn diese Sporen werden, nachdem sie den Winter im Ruhezustand verbracht haben, zu Sporangien, d. h. sie erzeugen aus ihrem Protoplasma zahlreiche kleine Sporen, welche aus dem Sporangium entleert werden. Am genauesten bekannt ist die Gattung

Protomyces Ung.

Protomyces.

Die hierhergehörigen Pilze erzeugen auf Stengeln und Blattstielen und Blattrippen schwielenförmige, bleiche oder lange, saftigbleibende, später nur bräunlich und trocken werdende Geschwülste, in denen das Mycelium mit den Sporen zwischen den Zellen sich befindet.

Auf Umbelliferen.

1. *Peronospora macrosporus* Ung. (*Physoderma gibbosum* Walbr.), auf mehreren Umbelliferen, am häufigsten auf *Aegopodium Podagraria*, von de Bary auch auf *Heracleum Sphondylium* und *Meum athamanticum*, von Nießl auf *Carum Carvi* gefunden und von Sadebeck¹⁾ im Allgäu an fast sämtlichen wilden und kultivierten Mohrrübenpflanzen, an denen dadurch die Fruchtbildung vereitelt wird, sowie an *Meum mutellina* beobachtet. Der Pilz bringt an den Blattstielen und Blattrippen, sowie an den Stengeln, selbst bis in die Dolden, ziemlich große, schwielenförmige Geschwülste (Fig. 16 A) hervor, die oft so zahlreich sind, daß die Teile ganz damit bedeckt und bisweilen sogar verkrüppelt und in ihrer Entwicklung gehindert erscheinen. Die Verdickungen bilden sich schon während des Wachstums der Teile und sind anfangs von bleicher Farbe; später werden sie bräunlich und trockener. In denselben wächst das Mycelium des Pilzes zwischen den Parenchymzellen in Form septierter und verzweigter Fäden, welche die Sporen intercalär durch kugelige Anschwellung einzelner Gliederzellen bilden (Fig. 16 B). Die reifen Sporen sind etwa $\frac{1}{20}$ mm große Kugeln, mit dicker, farbloser, glatter, geschichteter Membran und protoplasma-reichem Inhalt (Fig. 16 C). Sie finden sich reichlich in den Geschwülsten. De Bary²⁾ hat die Keimung beobachtet: die überwinterte Spore (richtiger Sporangium zu nennen) schwillt an, streift ihre Außenhaut ab (Fig. 16 D), worauf durch freie Zellbildung im Innern der Zelle zahllose, $\frac{1}{450}$ mm kleine,

¹⁾ Sitzung d. Gesellsch. f. Botan. zu Hamburg; cit. in Bot. Centralbl. XXXVI. 1888, pag. 144.

²⁾ Beitrag zur Morphologie der Pilze. Erste Aufl. I., pag. 14.

längliche Sporen aus dem Protoplasma entstehen, die an einer Seite der Mutterzelle zusammenrücken (Fig. 16 E), dann durch Blasen der letzteren herausgeschleudert werden. Darauf kopulieren sie paarweis miteinander und treiben dann einen Keimschlauch. De Bary übertrug den Pilz mit Erfolg durch Sporenausfaat auf geeignete Nährpflanzen.

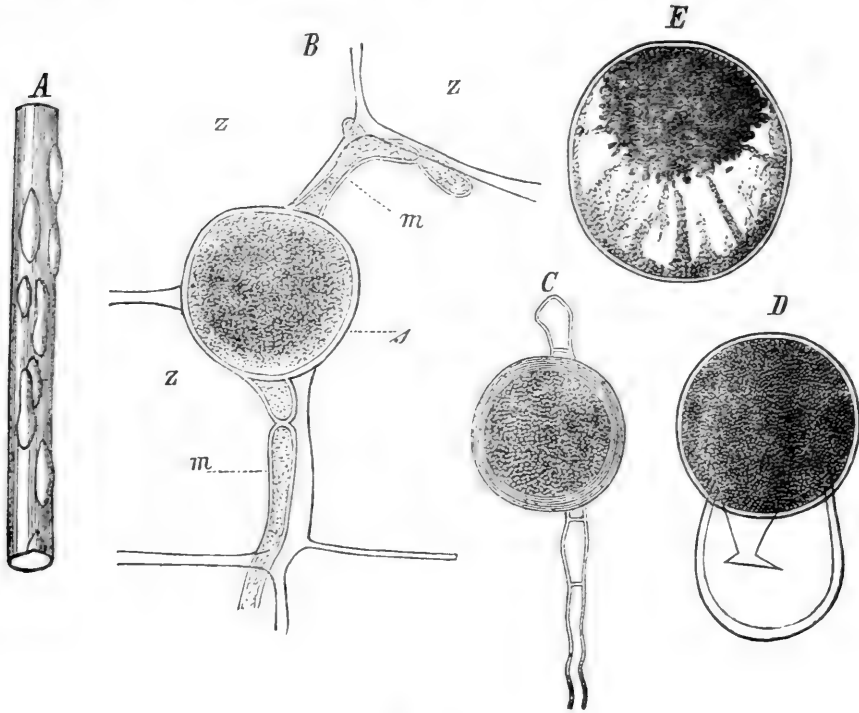


Fig. 16.

Protomyces macrosporus. A Stück eines Blattstiels von *Aegopodium Podagraria*, mit Geschwülsten, 2 mal vergrößert. B Partie eines Durchschnittes durch eine Geschwulst; zzz Parenchymzellen, mm ein zwischen denselben wachsender Mycelfaden mit einer Spore s. C Ein Stück Mycelfaden mit einem reifen Sporangium. D Sporangium feimend, die Außenhaut abstreifend. E Sporenbildung. B—E 390 mal vergrößert, nach de Bary.

2. *Protomyces pachydermus* Thm., von v. Thümen¹⁾ in eben- Auf *Taraxacum*. solchen schwielenförmigen Anschwellungen in den Blütenstielen und Blättern von *Taraxacum officinale* gefunden.

3. *Protomyces Chrysosplenii* Berk. et Br., auf Blättern von Auf *Chrysosplenium*. *Chrysosplenium* in England.

4. *Protomyces Kreutensis* Kühn, auf *Aposeris foetida*.

Auf *Aposeris*.

5. *Protomyces carpogenus* Sacc., auf Kürbissen.

Auf Kürbissen.

6. *Protomyces melanoides* Berk. et Br. auf Phlox in England.

Auf Phlox.

7. *Protomyces Ari* Cooke, auf *Arum maculatum* in England.

Auf *Arum*.

8. *Protomyces rhizobius* Trai., in vergrößerten Zellen der Wurzelrinde von *Poa annua*.

Auf *Poa*.

9. *Protomyces concomitans* Berk., auf kultivierten Orchideen in Auf Orchideen. England.

¹⁾ Hedwigia 1874, Nr. 7.

Melanotaenium
auf *Galium*
und *Linaria*.

Die Gattung *Melanotaenium* *de By.* ist vorläufig noch zweifelhaft in dieser Pilzgruppe aufzuführen, weil ihre Sporenfeinung noch unbekannt ist. *Melanotaenium endogenum de By.* (*Protomyces endogenus* *Ung.*) auf *Galium Mollugo*, zuerst von Unger¹⁾ beobachtet. Der Pilz bewirkt ein ganz fremdartiges Aussehen der Pflanze: Der Stengel ist verkürzt, hat verdickte Internodien und angeschwollene Knoten, bildet kurze, dicke, bleiche Blätter und bleibt unfruchtbar. Die Knoten, die Streifen der Internodien und die Blattrippen haben bläulichschwarze Farbe; in diesen werden die zahlreichen Sporen gebildet, und zwar an einem zwischen den Zellen wachsenden fädigen Mycelium, intercalär in den Fäden. — *Melanotaenium caulium Schröt.* in verdickten Stengeln von *Linaria vulgaris* in Schlesien.

7. Kapitel.

Brandpilze (Ustilagineen) als Ursache der Brandkrankheiten.

Begriff und
Symptome der
Brand-
krankheiten.

Die durch Brandpilze verursachten Pflanzenkrankheiten sind daran kenntlich, daß statt wohlgebildeter Organe eine schwarze oder braune, pulverförmige Masse auftritt, in welche der verdorbene Pflanzenteil scheinbar sich umgewandelt hat, indem er entweder innerhalb seiner äußeren Umhüllungen nichts als schwarzes Pulver einschließt, oder gänzlich in solches aufgelöst erscheint. Die dunkle Masse, die man Brand nennt, besteht überall aus den zahllosen Sporen des Schmarogerpilzes. Die Brandpilze sind charakterisiert als endophyte Parasiten, deren deutlich entwickeltes, aus Fäden bestehendes Mycelium zwischen und in den Zellen der Nährpflanze wächst und die auch die Sporen meist innerhalb des Pflanzengewebes bilden in großen, unbestimmt geformten Massen, nicht an distinkten Fruchtträgern, sondern durch unmittelbare Vergliederung oder Abschnürung zahlreich gebildeter Zweige der Pilzfäden. Die pulverförmige Anhäufung der Sporenmassen innerhalb des vom Pilze zerstörten Pflanzenteiles und die durch die Farbe der Sporen bedingte dunkle Färbung des Brandpulvers sind für die durch Ustilagineen erzeugten Krankheiten charakteristische Merkmale, wie- wohl hinsichtlich der Färbung der Sporen je nach den verschiedenen Arten dieser Pilze alle Übergänge bis zu fast völliger Farblosigkeit vorkommen.

Arten der
Brand-
krankheiten.

Es giebt zahlreiche Arten von Brandpilzen. Jede derselben hat ihre eigenen Nährpflanzen; es giebt daher Brandkrankheiten an zahlreichen Pflanzen, jedoch nur an Phanerogamen. Jeder Brandpilz hat auch seine eigentümliche Lebensweise, besonders insofern, als es jeweils verschiedene Teile der Nährpflanze sind, in denen der Parasit seine

¹⁾ *Grantheme der Pflanzen*, pag. 341. — De Barb., *Beitr. zur Morphol. der Pilze*, I. Frankfurt 1864, pag. 19, Taf. II. Fig. 8—10.

Sporen erzeugt, und die also in Brandpulver umgewandelt werden, so daß mithin jede Brandkrankheit ihre eigentümlichen Symptome hat. Bald sind es die Blüten, und zwar bisweilen nur der Staubbeutel, bald der ganze Blütenstand, bald die Früchte oder nur der Samen, meist der Fruchtknoten, bald die grünen Blätter oder die Stengel, in wenigen Fällen sogar die Wurzeln, in denen der Pilz seine Sporen entwickelt und an deren Stelle also Brandpulver zum Vorschein kommt. Weitere, die einzelnen Brandkrankheiten unterscheidende Symptome liegen in der besonderen Beschaffenheit, die der brandige Pflanzenteil annimmt, ferner in der Farbe, im Geruch und in sonstiger, zumal in mikroskopischer Beschaffenheit des Brandpulvers. Denn jede Ustilaginee ist durch die Beschaffenheit der Sporen charakterisiert; die letztere ist das wichtigste Merkmal zur Bestimmung eines Brandpilzes. Jede Brandkrankheit kann nur durch Sporen der ihr eigentümlichen Ustilaginee, nicht eine Brandkrankheit durch eine andre erzeugt werden.

In Pflanzen, die von einem Brandpilz befallen sind, findet man, Entwicklung der
Brandpilze. bevor die Teile brandig geworden sind, das Mycelium des Pilzes, und zwar nicht bloß in den Teilen, in denen später die Sporen sich bilden, sondern meist auch in andern Organen, insbesondere oft in den Stengeln, innerhalb deren das Mycelium nach den Orten der Sporenbildung hinwächst. Es stellt feine, farblose, verzweigte und stellenweis mit Scheidewänden versehene Fäden dar, welche meist sowohl zwischen den Zellen, als auch quer durch dieselben hindurch wachsen. Erst in den Teilen, wo der Pilz zur Sporenbildung gelangt, vermehren sich die Myceliumfäden bedeutend, sie erfüllen hier nicht nur das Innere der Zellen, sondern durchwuchern auch die Membranen derselben (Fig. 17 A) so reichlich, daß sie dieselben bald zerstören und daß ein dichtes Gewirr von Pilzfäden an die Stelle des Zellgewebes tritt. Dabei werden gewöhnlich die Hautgewebe und die etwa schon vorhandenen festeren Teile der Fibrovaskelstränge verschont. An allen Fäden dieser Pilzmasse entstehen nun die sporenbildenden Fäden (Fig. 17 B); dies sind zahlreiche, von jenen entspringende kurze Zweige, welche an ihren Enden oder in größerer Ausdehnung anschwellen unter gleichzeitigem gallertartigen Aufquellen ihrer Membran und unter Auftreten eines dichten, glänzenden, ölhaltigen Inhaltes. Dadurch bekommen die Enden aller Zweige immer deutlicher eine oder mehrere perlschnurförmig hintereinander liegende, kugelige Anschwellungen. Der Inhalt jedes dieser Glieder umgiebt sich nun mit einer neuen Zellmembran und wird dadurch zur jungen, anfangs noch farblosen Spore. In diesem Zustande, der gewöhnlich noch in die jugendliche Entwicklungsperiode der Pflanzenteile fällt, hat die von den Hautgeweben eingeschlossene Pilzmasse eine

farblose, weiche, gallertartige Beschaffenheit. Sie färbt sich nun allmählich dunkel, indem die zahllosen jungen Sporen, aus denen sie jetzt

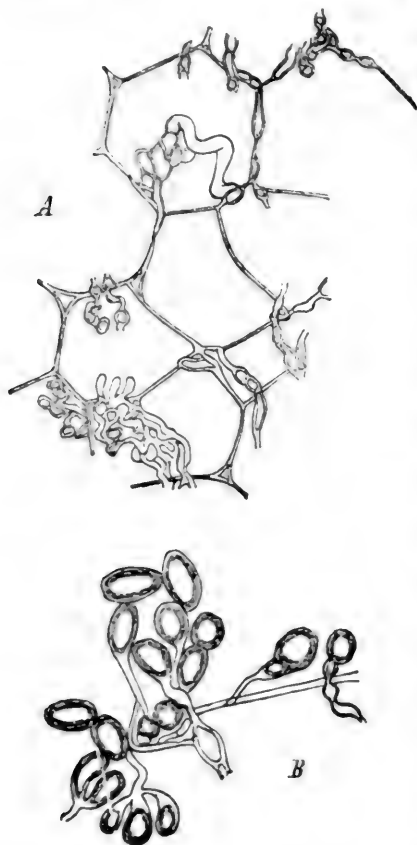


Fig. 17.

Ustilago Carbo Tul., in jungen Haferblüten. A Durchschnitt durch ein Stück des Zellgewebes einer jungen Blüte; die Myceliumfäden zahlreich vorhanden in den Zellmembranen und quer durch dieselben von einer Zelhöhle zur andern wachsend. 500 fach vergrößert. B Sporenbildende Fäden des Pilzes aus demselben Gewebe, von welchem einige vom Pilze durchwucherte Zellohautstücke zu sehen sind. Die Fäden zu runden oder ovalen, farblosen Gliedern angeschwollen, aus deren Inhalt je eine Spore wird. 500 fach vergrößert.

Keimung der
Brandpilze.

Die beschriebenen Sporen der Brandpilze sind nach dem jetzigen mykologischen Sprachgebrauche als Chlamydosporen zu bezeichnen, weil sie unmittelbar aus Gliederzellen des Myceliums hervorgehen und weil

hauptsächlich besteht, sich weiter auszubilden, und die Membranen derselben ihre eigentümliche Farbe annehmen. Gleichzeitig wird die gallertartige Membran der sporenbildenden Fäden durch Verschleimung immer mehr gelockert und aufgelöst, und verschwindet endlich, gleich den übrigen Teilen der Fäden, so daß die Sporen sich isolieren und allein übrig bleiben. Dann ist aus der farblosen, gallertartigen Pilzmasse das dunkle, trockene, feine Pulver geworden, welches anfänglich noch von den Hautgeweben umschlossen ist. Bei vielen Brandkrankheiten zerreißen letztere zeitig, und der Pflanzenteil erscheint dann ganz in Brandpulver zerfallen. Wenige Ustilagineen bilden ihre Sporen äußerlich auf der Oberfläche des Pflanzenteiles; in diesem Falle treten die Fäden über die Epidermis hervor, um auf derselben ähnliche Komplexe sporenbildender Fäden zu bilden (Fig. 23). Dieses sind die allgemeinen Charakterzüge, in denen die verschiedenen Brandpilze hinsichtlich ihrer Entwicklung in der Nährpflanze übereinstimmen; spezielleres ist unten bei den einzelnen Ustilagineen angegeben. Die Sporen sind je nach Arten verschieden, entweder einfache, meist kugelförmige Zellen, oder mehrzellig. In ihrer Membran unterscheiden wir eine äußere dicke, gefärbte Schicht (Eosporium); der Inhalt besteht aus Protoplasma, in welchem oft ein deutlicher Kern sichtbar ist.

sie bei ihrer Keimung besonderen Fruchtträgern den Ursprung geben. Diese Chlamydosporen spielen die Rolle von Dauersporen, denn sie machen vor ihrer Keimung eine Ruheperiode durch, die oft den auf ihre Erzeugung folgenden Winter umfaßt. Es gelingt zwar wohl, die Brandpilzsporen unmittelbar nachdem sie reif geworden sind, zur Keimung zu bringen; aber meistens dürfte ihre Keimfähigkeit mit vorschreitendem Alter zunehmen. Ich konnte z. B. Sporen von *Tilletia Caries* im Herbst nach ihrer Entstehung nicht zur Keimung bringen, während dies Ende des Winters leicht gelang. Auch ist bekannt, daß die Sporen der Ustilagineen, trocken aufbewahrt, ihre Keimfähigkeit ziemlich lange behalten. Nach Hoffmann¹⁾ sind diejenigen von *Ustilago Carbo* nach 31 Monaten, die von *U. destruens* nach 3 $\frac{1}{2}$ Jahren, die von *U. maydis* und *Tilletia caries* nach 2 Jahren noch keimfähig. Siebenberg²⁾ fand diejenigen von *Tilletia caries* sogar noch nach 8 $\frac{1}{2}$ Jahren, die von *Ustilago Carbo* nach 7 $\frac{1}{2}$ Jahren, die von *U. destruens* nach 5 $\frac{1}{2}$ und die von *Urocystis occulta* nach 6 $\frac{1}{2}$ Jahren noch keimfähig. Jedoch ist immer ihre Keimfähigkeit im ersten Jahre nach der Reife am größten. Die Keimung erfolgt auf jeder feuchten Unterlage, oft schon einen oder wenige Tage nach Eintritt der Keimungsbedingungen. Die Spore treibt einen das Endosporium durchbrechenden farblosen Keimschlauch, in den der Sporenhalt einwandert. Der Keimschlauch entwickelt sich zu einem sogen. Promycelium (Fig. 19, 21, 22): ein ziemlich kurzer, meist einfacher, bisweilen mit mehreren Querwänden versehener Faden, der sich mehr oder weniger vom Substrat erhebt, ziemlich bald sein Längenwachstum einstellt und an seiner Spitze oder Seite Zellen abschnürt, welche ebenso farblos sind wie das Promycelium und den größten Teil des Protoplasma des letzteren aufnehmen. Sie werden Sporidien genannt; die Art ihrer Bildung und ihre Form ist eines der wichtigsten Merkmale, nach welchen die Ustilagineengattungen unterschieden werden. Die Sporidien lösen sich vom Promycelium ab und stellen eine zweite Generation von Keimen dar, denn sie können, auf feuchte Unterlage gelangt, sogleich wieder einen Keimschlauch treiben, der mitunter wieder sekundäre Sporidien abschnürt. In eine lebhaftere Vegetation gehen die Sporidien verschiedener Getreide bewohnender Brandpilze über, wenn sie organische Stoffe in ihrem Substrate finden, mit Hilfe deren sie sich dann saprophytisch ernähren, was Brefeld³⁾ zuerst beobachtet hat. Es tritt dann nämlich eine immer wiederholte

¹⁾ Pringsheim's Jahrb. f. wissenschaft. Botanik II., pag. 267.

²⁾ Österr. landw. Wochenblatt 1879, Nr. 43 u. 44.

³⁾ Botanische Untersuchungen über Hefepilze, Heft IV. Leipzig 1883.

Sprossung neuer Sporidien an den vorhandenen ein, und zwar in der Form der heseartigen Sprossung. Ich fand, daß hauptsächlich die zuckerartigen Verbindungen es sind, durch welche die Sporidien zu dieser starken Vermehrung durch Sprossung veranlaßt werden. Da nun bei der Keimung der Getreidekörner Zucker gebildet wird und auch zum Teil aus dem Korn nach außen diffundiert, die Sporen der Getreidebrandpilze aber an der Oberfläche der Körner haften und ihre Keime von dort aus in die junge Getreidepflanze eindringen, so ist die Beförderung der Sporidiensprossung durch Zucker ein Mittel, durch welches die Infektion der jungen Pflanze durch den Pilz erleichtert wird.

Infektion der
Nährpflanzen mit
den Keimen der
Brandpilze.

Bereits durch die Untersuchungen, welche Kühn¹⁾ mit *Tilletia caries*. Hoffmann²⁾ mit *Ustilago Carbo* und Wolff³⁾ außer mit diesen beiden Brandpilzen mit *Ustilago destruens*, *maydis*, *Urocystis occulta* u. a. angestellt haben, ist festgestellt worden, daß die Keimschläuche der Sporidien, sobald sie sich an der Oberfläche ihrer geeigneten Nährpflanze befinden, in die letztere eindringen, indem sie mit ihrer Spitze durch die Membran der Epidermiszellen sich einbohren und von hier aus in das darunter liegende Gewebe eindringen, wo sie weiter zum Mycelium heranwachsen. Bei diesen getreidebewohnenden Ustilagineen dringen aber die Keimschläuche immer nur in die junge Nährpflanze und nur an einem bestimmten Organe in dieselbe ein: weiter ausgebildeten oder erwachsenen Pflanzen sind die Keime dieser Brandpilze ungefährlich. Bei denjenigen der eben genannten Arten, welche in Blütenteilen ihre Sporen bilden, also bis in diese Teile gelangen müssen, dringen die Keimschläuche am leichtesten am Wurzel-, und ersten Stengelknoten und dem dazwischen liegenden Stengelgliede der Keimpflanzen der betreffenden Getreidearten ein. Von dort aus wächst das Mycelium im jungen Halme nach dem Blütenstande aufwärts. Dieser Weg ist um diese Zeit sehr kurz, denn das Eindringen geschieht in derjenigen Entwicklungsperiode, wo die Getreidepflanze den Halm noch nicht gestreckt hat, der letztere also noch so kurz ist, daß die junge Anlage des Blütenstandes tief zwischen den unteren Blättern sich befindet. Diejenigen Ustilagineen aber, welche in den Blättern ihre Sporen bilden, wie *Urocystis occulta*, lassen, wie Wolff gezeigt hat, ihre Keimschläuche vornehmlich durch das erste Scheidenblatt des jungen Getreidepflänzchens eindringen; dabei gelangt das Mycelium ebenfalls auf dem kürzesten Wege nach dem Orte der Fruktifikation, indem es quer durch

¹⁾ Krankheiten der Kulturgewächse, Berlin 1859.

²⁾ Karsten's bot. Untersuchungen. 1866, pag. 206.

³⁾ Botan. Zeitg. 1873. Nr. 42—44.

das Blatt und in die inneren von jenem umhüllten Blätter hinüberwächst. Beim Maisbrand ist dagegen, wie Brefeld¹⁾ konstatiert hat, die Infektionsperiode über den größten Teil der Entwicklungsperiode der Pflanze ausgedehnt; es können hier noch an der nahezu erwachsenen Pflanze an beliebigen Teilen der Blätter, Blattstcheiden oder der Blütenstände die Keimschläuche der *Ustilago Maidis* eindringen. Man findet daher hier auch manchmal vereinzelte Infektionsstellen an den genannten Teilen, indem daselbst noch ziemlich spät kleine Geschwulstbildungen sichtbar werden, die hier das charakteristische Krankheitsymptom des Brandes bilden. In Übereinstimmung hiermit steht die Thatsache, daß Infektionsversuche auch im großen gelingen, d. h. daß man den Brand an den Pflanzen erzeugen kann, wenn man die Samen mit keimfähigen Brandpilzsporen gemengt aussäet. Solche Versuche hat schon Gleichen²⁾ 1781 mit Erfolg angestellt. Gleichen besäete z. B. 3 Parzellen mit Weizenkörnern, und zwar:

- | | |
|---|-------------------------------|
| 1. naß und mit Brandstaub vermengt, und erntete | 178 gute, 166 brandige Ähren, |
| 2. " " rein gesäet, und erntete | 340 " 3 " " |
| 3. trocken und rein gesäet, und erntete | 300 " 3 " " |

Bei einem andern Versuche mit *Ustilago Carbo* bestellte er 4 Parzellen mit Sommerweizen und zwar:

- | | |
|---|------------------------------|
| 1. naß u. mit Brand vom Weizen vermengt, u. erntete | 339 gute, 188 brandige Ähren |
| 2. " " " " von der Gerste vermengt, u. erntete | 168 " 234 " " |
| 3. " " rein gesäet, und erntete | 198 " 4 " " |
| 4. trocken und rein gesäet, und erntete | 102 " 0 " " |

Später sind solche Versuche vielfach mit gleichem Erfolg wiederholt worden³⁾. Kühn zählte von Rispenhirse, die mit *Ustilago destruens* infiziert worden war, auf je 100 Pflanzen durchschnittlich 98 brandige. Ich säete auf zwei Parzellen von je 3 qm Größe Weizen, welche mit Brandsporen von *Tilletia caries* vermengt worden und Weizen, welcher nicht infiziert wurde; ersterer brachte 52, letzterer gar keine Brandpflanze. Auf einer gleich großen Fläche wurden von Hirse, welcher mit *Ustilago destruens* vermengt worden war, 60 Brandpflanzen, auf der nicht infizierten Fläche keine geerntet. Auf 2 je 4 qm großen Beeten säete ich Hafer mit *Ustilago Carbo* vom Hafer gemengt und rein; das erstere Beet lieferte 63, das letztere 1 Brandpflanze.

Die Wirkung der Ustilagineen auf ihre Nährpflanzen ist bei jeder Art dieser Parasiten eine bestimmte. Im allgemeinen tritt die krank- Wirkung der
Brandpilze auf
ihre Nähr-
pflanzen.

¹⁾ Neue Untersuchungen über Brandpilze. Nachrichten aus dem Klub der Landwirte. Berlin 1888.

²⁾ Auszerlesene mikroskopische Entdeckungen zc. Nürnberg 1871, pag. 46 ff.

³⁾ Vergl. Kühn, Sitzungsber. d. naturf. Gesellsch. Halle 24. Januar 1874.

hafte Veränderung nur an denjenigen Organen der Nährpflanze hervor, in denen der Pilz seine Sporen bildet. Dies ist am auffälligsten da, wo die Sporenbildung auf die Blüten oder Früchte beschränkt ist; hier entwickelt sich die junge Nährpflanze, obwohl sie das Mycelium des Pilzes in ihrem Stengel enthält, in allen Teilen und während der ganzen Periode bis zum Erscheinen der Blüten oder Früchte meist normal und gesund, und erst diese letzteren Teile werden zerstört, indem in ihnen der Pilz zur Bildung der Sporen vorschreitet. Es ist klar, daß dieses gutartige Verhalten des Myceliums im Stengel ein Umstand ist, ohne welchen es dem Pilze nicht gelingen würde, seine Sporenbildung zu erreichen, weil die letztere die ungestörte Funktion des Stengels zur Voraussetzung hat, indem dieser hier anstatt den reifenden Früchten dem Pilze die Nahrung zuführt. Diejenigen Organe, in denen die Sporenbildung erfolgt, werden meistens in der oben besprochenen Weise frühzeitig und ohne vorhergegangene wesentliche Veränderung ihrer Gestalt unmittelbar zerstört. Je nachdem dies den Stengel, die grünen Blätter, den Blütenstand, einzelne Blüten- teile oder die Früchte betrifft, ist die Erscheinung der brandkranken Pflanze eine sehr verschiedene. Manche Brandpilze bewirken aber an Teilen, in denen sie die Sporen bilden, bevor sie dieselben zerstören, eine Hypertrophie (Seite 9): diese Teile werden übermäßig ernährt und vergrößert, bisweilen in kolossalen Dimensionen und unter Mißbildungen. Gewöhnlich nimmt dann der Pilz mit seinen sporenbildenden Ästen von dem größten Teile des hypertrophierten Organes Besitz, so daß dieses endlich auch in Brandmasse zerfällt.

Außere Um-
stände, welche
die Entwicklung
der Brandpilze
begünstigen.

Hiernach liegt die Veranlassung zur Entstehung der Brandkrankheiten, zumal bei unserm Getreide, darin, daß Keime der betreffenden Ustilagineen in Form von Brandstäubchen, die von brandkranken Pflanzen stammen, zu jungen Pflanzen gelangen. Für die Keimung der Sporen, die Entwicklung des Promyceliums und der Sporidien, sowie für das Eindringen der Keimschläuche in die Nährpflanze ist aber dauernde Feuchtigkeit eine Hauptbedingung. Auf trockener Unterlage und in trockener Luft findet keine Keimung statt, und wenn sie schon begonnen hat, so wird sie durch Eintritt von Trockenheit unterbrochen. Versuche im kleinen zeigen eine überraschend reichliche und üppige Entwicklung der Keimlinge der Sporen in einer mit Wasserdampf geschwängerten Luft. Damit stimmt die Erfahrung überein, daß das Auftreten des Brandes durch anhaltende größere Feuchtigkeit begünstigt wird. Bei nassem Wetter, zumal in der Zeit der ersten Entwicklung der Saat, bei großer Bodenfeuchtigkeit, bei eingeschlossener Lage des Ackers, z. B. in Gebirgsgegenden oder in der Nähe von Waldungen, überhaupt in

allen Tagen, zu denen die Luft nicht ungehinderten Zutritt hat und die daher zu häufiger und anhaltender Tau- und Nebelbildung geneigt sind, kommt der Brand besonders häufig vor. Geognostische und geographische Verhältnisse zeigen keinen Einfluß. Man kennt den Getreidebrand auf allen Bodenarten. Er kommt sowohl in den Auen und in den höheren Strichen des Flachlandes, als in den Gebirgen vor, und in den letzteren geht er mit dem Getreide bis an dessen obere Grenze, wo er wegen der hier herrschenden größeren Feuchtigkeit oft ungemein stark auftritt (besonders *Ustilago Carbo* am Hafer). Der Düngung ist ein Einfluß nur dann und insofern zuzugestehen, als mit derselben ein andauernd größerer Feuchtigkeitsgrad der Bodenoberfläche verbunden sein sollte. Der das Auftreten des Brandes begünstigende Einfluß, den man frischer Mistdüngung zuschreibt, ist teils auf diese Weise zu erklären, teils aber auch aus der Möglichkeit der Anwesenheit entwicklungsfähig gebliebener Sporidienkeime im Dünger, worauf wir unten noch zurückkommen. Irrig aber wäre es zu glauben, daß Brandpilze nur auf kräftig ernährten Pflanzen sich entwickeln können, denn auch auf dürrstigem Boden und selbst an den kleinsten Kümmerlingen kann man den Brand beobachten. Aus dem Umstande, daß die Keime der Brandpilze im allgemeinen nur in die junge Getreidepflanze eindringen können, werden wir schließen müssen, daß größere Gelegenheit für die Entwicklung des Brandes gegeben ist, wenn infolge äußerer Faktoren die Pflanzen lange in ihren ersten Entwicklungsstadien zurückgehalten werden, als wenn sie schnell und kräftig sich entwickeln. Unzweifelhaft hat auch die Saatzeit einen Einfluß. Schon Brefeld hatte bei seinen Infektionsversuchen gefunden, daß bei 10° C eine Ansteckung sehr erfolgreich ist, während bei über 15° C. kaum noch Erfolg eintrat. Man darf darin wohl eine Akkomodation der Getreidebrandpilze an die durchschnittlichen Temperaturen des Frühlings und Herbstes, wo die Sommer- und Wintersaaten keimen, erkennen. Dies wird auch durch eine Beobachtung von Kellermann und Swingle¹⁾ bestätigt, welche an einem versuchsweise erst spät ausgesäeten Hafer keinen Brand entstehen sahen und auch alle diejenigen Haferpflanzen, welche aus zahlreichen ausgefallenen Körnern aufgelaufen waren und eine zweite Ernte ergaben, absolut brandfrei fanden, auch wenn die erste, welche den Ausfall geliefert hat, sehr stark brandig gewesen war.

Die Maßregeln zur Verhütung der Brandkrankheiten müssen sich hiernach vor allen Dingen gegen die entwicklungsfähigen Keime

Verhütungs-
Maßregeln.

¹⁾ Report of the Experim. Station, Kansas State agricult. college. Manhattan, Kansas. Topeka 1890.

der Brandpilze richten. Aus den angeführten Thatsachen können wir, mit besonderer Beziehung auf das Getreide, den Satz ableiten, daß Brand nur entsteht, wenn mit der aufgekeimten Saat entwicklungsfähige Keime des betreffenden Brandpilzes in Berührung kommen, und die äußeren Bedingungen der Entwicklung derselben gegeben sind. Es handelt sich also um die Frage, auf welchen verschiedenen Wegen solche Keime in die Kulturen gelangen können.

Verbreitung des
Brandes durch
das Saatgut.
Weizen, derselben.

Nach dem Vorhergehenden ist hinlänglich klar, daß die von brandigen Getreidepflanzen stammenden Sporen nicht etwa schon in derselben Kultur auf die gesunden Pflanzen ansteckend wirken und hier den Brand verbreiten können. Denn zur Zeit, wo auf einem Getreidefelde der erste Brand erscheint, sind alle Pflanzen längst über jene Jugendperiode ihrer Entwicklung hinaus, in welcher allein die Keimschläuche jener Pilze in sie eindringen können; vielmehr hängt die Zahl der brandigen Pflanzen, die auf einem Felde stehen, nur davon ab, wie viel Keimpflänzchen anfangs mit Pilzkeimen infiziert worden sind. Es ist nun klar, daß diejenigen Sporen, welche auf der jungen Saat ihre weitere Entwicklung finden, hauptsächlich mit dem Saatgut eingeschleppt werden, welches von Feldern stammt, auf denen Brand war. Solche Körner sind sicher an ihrer Oberfläche mit Sporen behaftet. Ganz besonders gilt dies von denjenigen Brandpilzen, deren Sporen im Innern der geschlossen bleibenden Körner enthalten sind, welche mit geerntet und ausgedroschen werden, also vorzüglich vom Steinbrand des Weizens. Aber auch Sporen solcher Ustilagineen, deren Brandmasse auf dem Felde frei verfliegt, werden unzweifelhaft in Menge an den Oberflächen aller Teile des Getreides, in welchem der Brand vorkam, festgehalten und gelangen so auch mit an die geernteten Körner. Solche Sporen sind aber gerade für ihre künftige Weiterentwicklung in der günstigsten Lage, denn sie werden mit den Körnern trocken aufbewahrt, behalten also ihre Keimkraft bis zur Zeit der Aussaat, und da sie eben mit den Körnern zugleich ausgesät werden, so befinden sie sich in der unmittelbaren Nähe der keimenden Nährpflanze, in welche ihre Keimschläuche eindringen müssen. Daß die Brandpilzsporen die Keimfähigkeit so lange Zeit behalten, als gewöhnlich bis zur Wiederverwendung der Körner als Saatgut vergeht, ergibt sich aus den oben darüber gemachten Angaben, und es hängt damit eben auch ihr Charakter als Dauer-sporen zusammen. Um diese Keime unschädlich zu machen, giebt es kein andres Mittel als die Desinfektion des Saatgutes, also die Behandlung desselben mit einer Beize, welche die Keimfähigkeit der Sporen vernichtet, ohne den Getreidekörnern selbst zu schaden. Schon seit längerer Zeit kennt man die günstigen Wirkungen des Beizens,

besonders mit Kupfervitriol. So gaben nach Prévost Getreidekörner, welche mit Brandstaub bestreut und danach mit Kupfervitriol behandelt wurden, nur 1 Brandähre auf 4000 Ähren, dagegen ohne Kupfervitriol 1 Brandähre auf je 3 Ähren, und ohne alle Behandlung mit Brand oder Beize 1 Brandähre auf 150 Ähren. Nach Plathner gab brandiger Weizen von 1000 Körnern:

Durch Schwingen gereinigt:	422 Brandähren.
Mit reinem Wasser gewaschen:	116 "
Mit Kalk gebeizt:	68 "
Mit Kupfervitriol gebeizt:	28—31 "

Auch nach Kühn¹⁾ ist Kupfervitriol das wirksamste Mittel. Derselbe fand die Sporen des Flugbrandes und des Steinbrandes nach Behandlung mit Alaun-, Schwefelsäure- oder Eisenvitriolbeizen noch keimfähig, während Kupfervitriol schon nach halbstündigem Einbeizen die Keimkraft vernichtet. Er fand ferner, daß für unverletzte, normale Weizenkörner ein 12- bis 16 stündiges Einweichen in sehr verdünnte Kupfervitriollösung ohne merkbaren Nachteil auf das Bewurzelungs- und Entwicklungsvermögen bleibt; erst eine erheblich längere Einwirkung schwächt (I. S. 321); besonders sind die mit Maschinen gedroschenen Körner, weil sie öfter kleine Verletzungen haben, empfindlicher. Letzteres ist besonders von Vinhart²⁾ zahlenmäßig festgestellt worden, welcher fand, daß die Behandlung mit Kupfervitriol den mit Handdrusch gewonnenen Körnern am wenigsten schadet; fast ebenso günstig ist das Austreten mit Pferden, während die durch Göpeldrusch und noch mehr die durch Maschinendrusch gewonnenen Körner eine bedeutende Verminderung der Keimfähigkeit zeigten. Nach Kühn's Rezept macht man eine $\frac{1}{2}$ proz. Lösung von Kupfervitriol und läßt diese Flüssigkeit ungefähr eine Hand breit über den Körnern stehen, wirft letztere nach ungefähr 12 Stunden aus, wäscht sie mit Wasser und läßt sie trocknen. Eine wichtige Bedingung dabei aber ist die, daß man die Körner in der Flüssigkeit nochmals kräftig aufrührt, um die kleinen Luftblasen, die sich an denselben erhalten, zu beseitigen. Denn nur dadurch ist eine wirkliche Benetzung der Sporen mit der Kupferlösung, worauf die ganze Wirkung beruht, zu erzielen; die Sporen sind aber wegen der wachstartigen Beschaffenheit ihres Eporiums schwer benetzbar und haften besonders leicht an den Luftbläschen, welche sich in der Flüssigkeit bilden. Die Nichtberücksichtigung dieses Umstandes könnte leicht den Erfolg der Samenbeize vereiteln. Was an der Oberfläche der Beizflüssigkeit schwimmt, wird abgeschöpft. Genauere Prüfungen

¹⁾ Bot. Zeitg. 1873, pag. 502.

²⁾ Refer. in Zust, botan. Jahresbericht 1885 II, pag. 510.

über den Einfluß des Weizens mit Kupfervitriol auf das Weizenkorn, welche Sorauer¹⁾ und Dreisch²⁾ vorgenommen haben, zeigten freilich, daß selbst die durch Handdruß gewonnenen ganz unversehrten Körner doch um einige Prozente Keimungsverlust hatten und auch in der Keimung verlangsamt waren. Nach Graßmann³⁾ ergab Weizen, der ungebeizt 98 Prozent Keimlinge lieferte, bei einer Beize von 3 Pfund Vitriol auf 20 Centner 93 Prozent, bei 5 Pfund 62,5 Prozent, bei 6 Pfund 51,25 Prozent, bei 7 Pfund 38,75 Prozent und bei 9 Pfund 16,5 Prozent Keimlinge. Die Kupferbeize ist also praktisch als bewährt anzuerkennen, nur muß bei Abmessung des Saatquantums auf den Ausfall durch die Verminderung der Keimfähigkeit Rücksicht genommen werden. Auch wird die Verminderung der Keimfähigkeit infolge des Weizens nach Dreisch durch nachherige Behandlung mit Kalkmilch abgeschwächt. Kühn⁴⁾ bestätigte dies und empfiehlt daher, um die bei Gerste und Hafer besonders große Empfindlichkeit gegen Kupfervitriol zu vermeiden, zur Bekämpfung des Flugbrandes bei diesen Cerealien nach der Kupferbeize sogleich auf die Körner Kalkmilch (für je 100 kg 110 l Wasser und 6 kg gebrannten Kalk) aufzugießen und unter Durchrühren 5 Minuten einwirken zu lassen. Weil besonders bei Gerste und Hafer eine Beize mit Kupfervitriol ziemlich großen Verlust der Keimfähigkeit zur Folge hat, ist von Kühn⁵⁾ früher eine 12 stündige Beize mit verdünnter Schwefelsäure empfohlen worden. Nach Dreisch wirkt aber 0,75 Proz. Schwefelsäure noch schädlicher als Kupfervitriol auf die Keimfähigkeit des Weizens, doch läßt sich durch nachheriges Abwaschen diese nachteilige Wirkung aufheben. Märcker⁶⁾ fand, daß bei 10 stündiger Einquellung in Kühn'sche Schwefelsäurebeize eine dickchalige Probsteier Gerste nur 1 Prozent, eine feinschalige Chevalier-Gerste 5 Prozent Erniedrigung der Keimfähigkeit bedingte; er empfiehlt also das Mittel zur Bekämpfung des Staubbbrandes; man braucht nur die Aussaatmenge etwas stärker zu nehmen. Boehl⁷⁾ empfiehlt schweflige Säure als Weizmittel, weil die Sporen von *Tilletia caries* schon nach 3–5 Minuten dadurch

¹⁾ Handb. d. Pflanzenkrankheiten. 2. Aufl. II, pag. 205.

²⁾ Untersuchungen über die Einwirkung verdünnter Kupferlösungen auf den Keimprozeß des Weizens. Dresden 1873.

³⁾ Landwirtsch. Jahrb. XV. 1886, pag. 293.

⁴⁾ Mitteilungen des landw. Inst. d. Univerf. Halle, 31. März 1889, und Frühling's Landw. Zeitg. 1889, pag. 260.

⁵⁾ Biedermann's Centralbl. f. Agrikulturchemie 1883, pag. 52.

⁶⁾ Biedermann's Centralbl. f. Agrikulturchemie 1887, pag. 395.

⁷⁾ Österr. landw. Wochenblatt 1879, Nr. 13.

getötet werden, die Weizenkörner aber frühestens erst nach einer Stunde beschädigt werden sollen. Er rät, die schweflige Säure durch Verbrennen von Schwefelsäben in einem Faße herzustellen und das letztere dann durch das Spundloch zu füllen. Daß Kalk allein schwächer wirkt als Kupfervitriol ist auch später nachmals von Gibelli¹⁾ konstatiert worden, welcher aus einem mit *Tilletia* infizierten Saatgute ohne Beize 45 Prozent, nach Beizung mit Kupfervitriol 1 Prozent, nach Beizung mit Kalkmilch 7 Prozent frakter Pflanzen erhielt. — Auch durch Abjengen mittelst Feuers hat man vorgeschlagen, die an den Körnern haftenden Sporen zu töten, indem man die Körner durch ein Strohf Feuer laufen läßt. Dies Verfahren ist aber sehr unsicher; denn Schindler²⁾ fand, nachdem er Sporen des Weizensteinbrandes 2 Stunden lang in Temperaturen von 50—100° C erhielt, erst von 80° C. an den beschädigenden Einfluß in verminderter Keimung; erst über 95° C. erhitzte Sporen waren sicher tot. Von Jensen³⁾ ist ein Heißwasserverfahren empfohlen worden; er fand nämlich, daß, während ein trocknes Erhitzen des Saatgutes des Hafers bis auf 54° C. 7 Stunden lang den Brand nicht verminderte, eine vollständige Befreiung vom Brande ohne jede Spur einer Schädigung der Ernte durch ein 5 Minuten langes Eintauchen in Wasser von 53—56° C. erzielt wurde. Bei Gerste fand Jensen die gewöhnlichen Beizmittel sonst ganz erfolglos, auch 5 Minuten langes Eintauchen in Wasser wirkte nicht, wohl aber ein 5tündiges Erwärmen des Saatgutes in feuchter Erde bei 52° C., wodurch die Gerste ohne Beeinträchtigung der Keimfähigkeit total brandfrei geworden sein soll. Endlich fand er beim Weizen, daß durch ein 5 Minuten dauerndes Eintauchen des Saatgutes in Wasser von 52—60° C. die Keimfähigkeit nicht merkbar beeinträchtigt, aber die Sporen des Weizensteinbrandes vollständig getötet wurden. Auch Kellermann und Swingle⁴⁾, welche 51 verschiedene Behandlungsmethoden geprüft haben, nennen unter den bewährtesten Methoden das Jensen'sche Heißwasserverfahren bei einer 15 Minuten dauernden Einwirkung; als ebenfalls günstig geben sie an 1/2 proz. Kupfervitriollösung bei 24tündiger Einwirkung oder 8 proz. Kupfervitriollösung bei 24tündiger Einwirkung mit nach-

1) Cit. in Biedermann's Centralbl. 1879, pag. 190.

2) Forschungen auf d. Gebiete d. Agrifikulturphysik 1880 III, Heft 3.

3) Journ. of the R. Agric. Soc. of England XXIV. Part. II. und Mitt. beim Nord. Landw. Kongreß zu Kopenhagen 1888; cit. im Centralbl. f. Agrifikulturchemie 1889, pag. 50.

4) Experiment Station, Kansas State agricult. college. Manhattan, Kansas 1890.

folgender Kalkung, oder aber 4proz. Bordeaux-Mischung bei 36 stündiger Wirksamkeit. (Griffsjön¹⁾) prüfte das Jensen'sche Verfahren auf Parzellen von 4 qm und fand, daß dadurch der Krankheitsprozentsatz bei Triumphhafer von 23,3 auf 11,1 und von 48 auf 5,4, bei chinesischem Hafer von 42,6 auf 0,9 und von 75,2 auf 5 Prozent herabgedrückt wurde. Das von Jensen vorgeschlagene Verfahren, die Körner in einen Kasten oder wie andre vorschlugen, in einen Sack zu schütten, welcher dann in Wasser von $52\frac{1}{2}^{\circ}$ C. eingetaucht werden soll, dürfte wohl kaum mit Sicherheit die Erwärmung der Körner auf die gewünschte Temperatur erwarten lassen, dagegen ist anderseits bei der Schwierigkeit, in der Praxis die richtige Temperatur herzustellen, eine Verbrühung der Samen gar leicht zu befürchten. Kühn (l. c.) hat für den Gerstenbrand bestätigt, daß eine Erwärmung auf $52\frac{1}{2}^{\circ}$ C. die Sporen fast alle tötet; allein selbst bei 5 Minuten langer Erwärmung fanden sich noch vereinzelte keimfähige Sporen. Nach alledem dürften also doch die Kupfermittel allen übrigen Verfahren vorzuziehen sein. Vielleicht könnte aber die Kupfervitriol-Kalkbrühe (Bordeaux-Mischung) auch hier an die Stelle des reinen Vitriols treten; man würde dann wahrscheinlich die ägenden Wirkungen auf den Keimling, welche die Anwendbarkeit des Kupfervitriols besonders bei Hafer und Gerste verbieten, umgehen können.

Verdickung
durch Stroh von
Brandpilzen
geleitet

Auch an dem Stroh, welches von brandigen Getreidefeldern stammt, haftet eine Menge von Sporen. Wenn diese mit jenem in den Stalldünger kommen, so müssen sie hier wegen der Feuchtigkeit und der organischen Nährstoffe, die ihnen geboten sind, keimen und in die oben erwähnte, längere Zeit anhaltende hefeartige Sporidien-Sprossung übergehen und somit entwicklungsfähig sich erhalten. Wenn das Stroh also bald wieder mit dem Dünger auf den Acker zurückkehrt, so ist die Möglichkeit nicht ausgeschlossen, daß noch lebende Pilzkeime dorthin gebracht werden. Es ist also ratsam, Stroh von stark brandigen Feldern nicht in den Dünger zu bringen.

Brandpilzen im
Verdickten Dünger

Auch diejenigen Sporen von Brandpilzen, welche an dem Stroh haften, das von Tieren gefressen wird, verlieren bei der Durchwanderung durch den tierischen Verdauungskanal ihre Keimfähigkeit nicht; sie erscheinen in den Excrementen unverändert und keimungsfähig wieder. Da es scheint sogar, als wenn ihre Entwicklungsfähigkeit dadurch begünstigt werde, was man aus folgendem Versuche von Morini²⁾ schließen konnte. Derselbe verfütterte an eine Kuh Aleie, die mit Sporen des

¹⁾ Mitteil. d. Experimentalfeld d. kgl. Landw.-Akademie 11. Stockholm 1890.

²⁾ Cit. im Botan. Centralbl. XXI. 1885, pag. 367. .

Maisbrand vermengt war. Mit den Excrementen, in denen keimende Sporen nachzuweisen waren, düngte er zu Mais und erhielt lauter brandige Pflanzen. Von 30 andern Maiskörnern, welche er mit Gummilösung befeuchtete und mit Brandsporen bedeckte, erhielt er dagegen nur 4 brandige Pflanzen.

Eine ungeheure Menge von Sporen gelangt von dem noch auf dem Halme stehenden Getreide oder bei der Ernte sogleich in den Ackerboden. Es ist zu erwarten, daß viele dieser Sporen ohne zu keimen jahrelang im Boden keimfähig verbleiben können, da wir wissen, wie lange dieselben ihre Keimfähigkeit behalten können. Und selbst die wirklich keimenden dürften durch ihre hefeartigen Sporidien sprossungen sich lange Zeit lebend erhalten. Beim Steinbrande des Weizens ist die Sporenmasse sogar in geschlossenen Körnern enthalten, welche bei der Ernte ausfallen und unverletzt längere Zeit auf dem Boden liegen müssen, bis ihre Schale soweit verwest ist, daß die Sporen in Freiheit gesetzt werden und keimen können. Man findet auf den Stoppelfeldern noch spät im Jahre von der Ernte zurückgebliebene wohl erhaltene Brandkörner. Um also die Infektion des Ackerbodens mit Brandpilzsporen zu verhüten, ist es angezeigt, soviel als möglich die brandigen Getreidepflanzen, sobald sie auf dem Acker erkennbar sind, auszuraufen.

Endlich können bei denjenigen Ustilagineen, welche auch noch auf andern Nährspecies vorkommen, auch die letzteren zu einer Infektionsquelle werden. Der Staubbrand, welcher verschiedene Getreidearten befällt, entwickelt sich auch auf einigen wildwachsenden Gräsern, wie *Arrhenatherum elatius*, *Avena flavescens*, *pubescens* etc. oft reichlich; und von diesen können keimfähige Sporen auf junge Getreidejaaten verweht werden.

Diese außer dem Saatgute noch vorhandenen Quellen von Pilzkeimen erklären mit die bisweilen aufgetauchten Klagen von Landwirten, daß trotz Weizens dennoch Brand sich gezeigt habe.

Der Brand war als Krankheit des Getreides schon im Altertume bekannt und hieß bei den römischen Schriftstellern *uredo* (von *urere* brennen), offenbar wegen seiner schwarzen Farbe. Die Meinung, welche die Ursache des Brandes in ungünstigen Witterungs- und Bodenverhältnissen sucht, finden wir schon bei Plinius und Theophrast ausgesprochen, und sie bestand bis in unser Jahrhundert. Man hielt das schwarze Brandpulver für eine krankhafte Bildung der Pflanze selbst, ähnlich wie die pathologische Gewebebildung beim tierischen Brande. Persoon hat zuerst in seiner *Synopsis fungorum* 1801 diese Gebilde unter die Pilze aufgenommen. Später hielten nur wenige Botaniker, wie Turpin und Schleiden, an der alten Ansicht, daß der Brand eine pathologisch veränderte Zellbildung der Pflanze sei, fest. Aber trotzdem betrachtete man diese Pilze vielfach als Produkte krankhafter Zustände der Pflanze und glaubte an eine Urzeugung derselben in der

Schicksal ausgefallener Brandsporen im Ackerboden.

Andere Nährpflanzen als Träger und Verbreiter des Brandes.

Historisches.



Fig. 18.

Der Flugbrand (*Ustilago Carbo*) in den Rispen des Hafers und in den Aehren der Gerste; b die brandigen, g die gesunden Aehren.

letzteren. Dieser Ansicht huldigte besonders Unger und selbst Meyen¹⁾, trotzdem daß dieser 1837 die Pilzfäden in den erkrankenden jungen Organen entdeckt und die Entstehung der Sporen an diesen erkannt hatte. Daß die Sporen der Brandpilze keimen können, hat schon Prévost²⁾ 1807 entdeckt, und Tulasne³⁾ hat es 1854 allgemeiner nachgewiesen. Infektionsversuche, bei denen das Eindringen der Keimlinge der Sporen in die Nährpflanze direkt verfolgt wurde, stellte zuerst Kühn⁴⁾ 1858 mit *Tilletia caries*, dann Hoffmann (l. c.) 1866 mit *Ustilago Carbo* und Wolff (l. c.) 1873 mit einer größeren Anzahl von Brandpilzen an. Über die Entwicklung und die Biologie der Ustilagineen verdanken wir Tulasne (l. c.), de

¹⁾ Pflanzenpathologie, pag. 103, 122, u. Wiegmann's Archiv 1837.

²⁾ Mém. sur la cause imméd. de la carie. Montauban 1807.

³⁾ Ann. des sc. nat. 1854.

⁴⁾ Krankheiten der Kulturgewächse. Berlin 1859.

Barth¹⁾ Fischer von Waldheim²⁾ und Brefeld (l. c.) die meisten Kenntnisse.

Wir stellen im folgenden die wichtigsten Ustilagineen zusammen, geordnet nach Gattungen, mit besonderer Berücksichtigung der auf Kulturpflanzen vorkommenden.

I. *Ustilago* Link.

Die Sporen sind einzellig, annähernd kugelförmig oder abgeplattet, zu einem losen Pulver gehäuft. Das Prothecium bekommt Scheidewände und zerfällt in Glieder, welche die Sporidien darstellen; häufiger bildet es an der Seite kurze Zweiglein, welche sich als Sporidien abspalten (Fig. 19).

Ustilago.

I. Auf Gramineen.

1. Der Staubbbrand, Flugbrand, Nagelbrand, Rußbrand oder Ruß, *Ustilago Carbo* Tul. (in älteren Schriften *Uredo segetum* Pers., *Uredo carbo* DC., *Ustilago segetum* Ditm., *Caeoma segetum* Link), der häufigste Brand am Hafer, an der Gerste und am Weizen (nicht am Roggen), und zwar auf allen als Getreide gebauten Arten dieser

Gattungen, ferner auf vielen Wiesengräsern, am häufigsten auf dem französischen Raigras (*Arrhenatherum elatius*), auch auf *Avena pubescens*, *flavescens* etc. sowie auf *Festuca elatior*. Er bildet ein schwarzes, geruchloses Pulver in den Ähren und Rispen, deren Ährchen meist vollständig vernichtet werden, so daß das Brandpulver sehr rasch zum Vorschein kommt und der Blütenstand schon bei seinem Erscheinen schwarz aussieht. Die brandigen Ährchen sind anfangs nur von den allein unzerstört bleibenden dünnen, grauen Häuten der Spelzen umschlossen, die aber bald zerreißen, worauf das Ganze, höchstens mit Ausnahme der härteren Teile der Spelzen und der Grannen, in schwarzen Staub zerfällt. Letzterer wird in kurzer Zeit durch Wind und Regen fortgetrieben, und es bleibt die kahle Spindel des Blütenstandes auf dem Stiele zurück. Meistens werden alle Ährchen des Blütenstandes durch den Brand zerstört. Bisweilen sind nur die untern Teile der Spelzen durch den Brand ergriffen, oder die unteren Ährchen der Ähre oder der Rispe sind brandig, und die oberen bringen gute Körner. Hat die

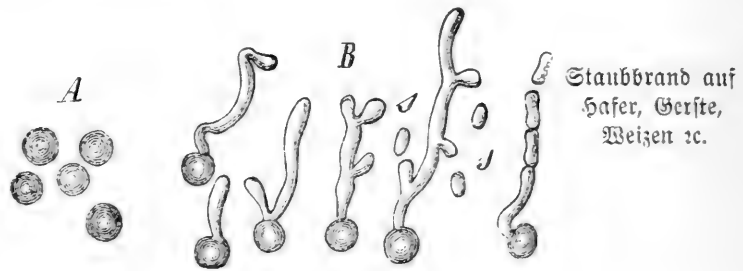


Fig 19.

Sporen des **Staubbbrand** (*Ustilago Carbo* Tul.), 400fach vergrößert. A mehrere ungekeimte Sporen. B Sporen gekeimt, mit Prothecium, welches zum Teil in Sporidien (s) zerfällt oder solche an der Seite abspaltet.

Staubbbrand auf Hafer, Gerste, Weizen etc.

¹⁾ Untersuchungen über die Brandpilze. Berlin 1853.

²⁾ Beiträge zur Biologie und Entwickelung d. Ustilagineen. Pringsheim's Jahrb. für wiss. Bot. VII. — Aperçu systématique des Ustilaginées. Paris 1877. — Les Ustilaginées et leurs plantes nouricières. Ann. des sc. nat. 6. sér. T. IV, pag. 190 ff.

Pflanze mehrere Halme, so trägt in der Regel jeder eine brandige Ähre, doch kommt es mitunter vor, daß an solchen ein oder einige Halme gute Ähren bringen. Solche partielle Erkrankungen erklären sich daraus, daß die gesund gebliebenen Teile, bevor der Parasit sich in sie verbreitete, bereits denjenigen Alterszustand erreicht hatten, in welchem der Pilz nicht mehr die geeigneten Bedingungen für seine Ernährung findet. Die Sporen sind kugelförmig, braun, mit glattem Eriopodium, 0,005 bis 0,008 mm im Durchmesser. Dieser Brand ist zwar sehr schädlich, aber nur insofern, als er einen nach seiner Häufigkeit sich richtenden Ausfall in der Körnenernte bedingt, der allerdings auf manchen Feldern ein großer ist, aber er verunreinigt Körner und Mehl nicht, weil die Brandmasse zur Zeit der Ernte größtenteils von den Halmen abgestäubt ist.

Den auf der Gerste vorkommenden Flugbrand hält Brefeld (l. c.) für eine eigene Spezies, weil die Sporidien nur schwer Sprossungen treiben bei künstlicher Kultur, und nennt ihn *Ustilago Hordei* Bref. Neuerdings wollen Kellermann und Zwingle¹⁾ sogar die auf Gerste, Hafer und Weizen vorkommenden Pilze als drei verschiedene Arten betrachtet wissen. Rostrup²⁾ unterscheidet sogar fünf verschiedene Arten, nämlich außer *Ustilago Hordei* Bref. noch: *Ustilago Jensenii* Rostr. in Dänemark auf *Hordeum distichum*, *Ustilago Avenae* Rostr. auf Hafer, *Ustilago perennans* Rostr. auf *Avena elatior* und *Ustilago Triticici* Rostr. auf Weizen. Bei der sonstigen Übereinstimmung könnte es sich aber hier wohl eher um Varietäten des Flugbrandes handeln. Übrigens hat auch Kühn³⁾ Sporidien sprossungen am Gerstenbrande eintreten sehen, nachdem die Sporen vorher einige Minuten auf etwa 52° C. erwärmt worden waren. Ich habe auf einer 4 qm großen Fläche von Hafer, der mit Sporen von Hafer-*Ustilago* gemengt war, 63 Brandpflanzen und auf einer Fläche von 3 qm von Gerste, die mit Sporen von Hafer-*Ustilago* gemengt war, 14 Brandpflanzen geerntet. Dies scheint zu bedeuten, daß derselbe Pilz auf beide Getreidearten, viel leichter aber auf dieselbe Art, von welcher er stammt, übergeht.

Hirsebrand.

2. Der Hirsebrand, *Ustilago destruens* Schlecht. (*Ustilago Panicis miliacei* Pers.), bildet ein schwarzes Pulver in der eingeschlossenen bleibenden Rispe der Hirse (*Panicum miliaceum*), welche dadurch meist ganz zerstört wird und als rundliche schwarze Masse aus der obersten Blattscheide hervortritt. Die rundlich-eckigen Sporen sind 0,008—0,012 mm im Durchmesser, braun und durch das undeutlich netzförmig gezeichnete Eriopodium von dem vorigen Pilz unterschieden. Die Krankheit ist in manchen Jahren in den Hirsefeldern häufig und schädlich.

Maisbrand.

3. Der Maisbrand oder Beulenbrand, *Ustilago maydis* Lév. an der Maispflanze, und zwar in den Seitentrieben, auf welchen sich die Kolben entwickeln; dieselben wachsen dadurch zu einer unregelmäßigen Beule aus, welche mitunter die Größe eines Kinderkopfes erreicht, aus dem verunstalteten Kolben und den umhüllenden Scheiden besteht und später ganz

¹⁾ Report of the Experiment Station, Kansas State agric. college. Manhattan, Kansas. For the year 1889. Topeka 1890, pag. 147.

²⁾ Oversigt over d. k. Danske Vidensk. Selsk. Forhandl. Kopenhagen 1890.

³⁾ Mitteilungen d. landw. Inst. d. Univ. Halle, 31. März 1889.

oder größtenteils in ein schwarzes Brandpulver zerfällt, dessen Sporen kugelig, 0,009 bis 0,011 mm im Durchmesser und mit braunem, feinstacheligem Eriopodium versehen sind. Bisweilen sind auch an den Blattscheiden kleinere Brandbeulen vorhanden; auch die männlichen Blütenstände können befallen werden. Die Krankheit hat oft Vereitelung der Körnerbildung zur Folge und ist daher sehr schädlich, besonders in den eigentlich maisbauenden Ländern, wo dieser Brand nicht selten ist. Derselbe kommt auch in ganz Deutschland auf dem Mais vor.

4. *Ustilago Fischeri* Passer. ist auf Mais in der Umgegend von Parma von Passerini¹⁾ gefunden worden, wo er auf einigen Feldern die Hälfte der Ernte verdarb. Er bildet die Sporen in der Spindel der weiblichen Kolben und behindert die Ausbildung der meisten Körner, die entweder gar nicht entwickelt werden oder sehr klein bleiben und dann auch mit Brandstaub erfüllt sind; doch können zugleich auch gesunde Körner auf einem solchen Kolben sich bilden. Die Sporen sind 0,004—0,006 mm, kugelig, mit fein punktiert rauhem Eriopodium.

Auf Mais.

5. *Ustilago Reiliana* Kühn²⁾, kommt auf *Sorghum vulgare* vor, besonders bei Kairo (wo die Krankheit „Homari“ genannt wird), auch in Italien, sowie auf den männlichen Rispen des Mais; auch hat Kühn den Pilz durch Ausaatinfektion auf *Sorghum saccharatum* übertragen. Er zerstört die ganze Rispe dieser Gräser, indem er sie in eine große Brandblase verwandelt. Die Sporen sind kugelig, 0,009—0,014 mm, äußerst feinstachelig.

Auf Sorgho.

6. Der Sorghum-Brand, *Ustilago Tulasnei* Kühn (*Tilletia Sorghi* Tul.) auf der Moorhirse (*Sorghum vulgare*) und auf *Sorghum saccharatum* in Ägypten, Abyssinien, Griechenland, Italien und Südfrankreich nicht selten, bildet meist nur in den Fruchtknoten, seltener auch in den Staubgefäßen ein schwarzes Pulver bei sonst unveränderter Rispe. Die Sporen sind kugelig, 0,005—0,0095 mm, glatt.

Auf Sorgho.

7. *Ustilago cruenta* Kühn, auf *Sorghum saccharatum*, an den Rispenästen, bisweilen auch an den Spelzen und inneren Blütenteilen, kleine braunrote Erhabenheiten bildend, die mit rötlich-schwarzem Brandstaub erfüllt sind, von Kühn (l. c.) bei Schwusen in Schlesien und bei Halle gefunden.

Auf *Sorghum saccharatum*.

8. *Ustilago Sacchari* Rabenh., in den Stengeln von *Saccharum* *Erianthus* in Italien. Sporen 0,008—0,018 mm, glatt.

Auf *Saccharum*.

9. *Ustilago Digitariae* Rabenh. (*Ustilago pallida* Kze.), welche in ähnlicher Weise wie der Hirsebrand die junge Rispe und das oberste Stengelglied des Blutfennich (*Panicum sanguinale*) mehr oder weniger vollständig zerstört und von Rabenhorst³⁾ schon 1847 in Italien entdeckt wurde, mit 0,006—0,009 mm großen glatten Sporen, bei denen das Promycelium gerade ist und sich nahe der Spore abgliedert wie ein einziges Sporidium.

Auf *Panicum sanguinale*.

10. *Ustilago Rabenhorstiana* Kühn, welche erst 1876 von Kühn⁴⁾ bei Halle in Kulturen des Blutfennichs, dessen Samen aus

Auf *Panicum sanguinale*.

¹⁾ Citirt in Just, Bot. Jahresbericht für 1877, pag. 123.

²⁾ Die Brandformen der Sorghum-Arten. Mitteilgn. d. Ver. f. Erdkunde 1877, pag. 81—87.

³⁾ Flora 1850, pag. 625.

⁴⁾ Hedwigia 1876, pag. 4, und Frühling's landw. Zeitg. 1876, pag. 35.

der Oberlaufsig stammte, beobachtet worden ist. Der Pilz zerstört die Rispe ebenso wie der vorige. Die Sporen sind 0,0085—0,012 mm groß, mit förmig rauhem Eriisporium; sie entwickeln ein gebogenes, nicht sich abgliederndes Promycelium. Für die Selbständigkeit dieser Form scheint der Umstand zu sprechen, daß Kühn bei Ausaatinfektionen den Pilz überaus leicht auf den Blutfennich übertragen konnte, aber nicht auf Sorghum-Arten, und ebensowenig Ustilago destruens auf Panicum sanguinale. — Ustilago Setariae Rabenh. auf Setaria glauca ist vielleicht damit identisch.

Auf Setaria
italica.

11. Ustilago Crameri Kze. ist auf der Kolbenhirse (Setaria italica) und auf Setaria viridis von Körnicke¹⁾ bei Zürich gefunden und dann durch Ausaatinfektion kultiviert worden. Der Pilz bildet bei äußerlich unveränderter Rispe das schwarze Sporenpulver nur im Innern der Fruchtknoten; letztere bleiben von ihrer zarten Haut, mit welcher die Spelzen verwachsen sind, geschlossen; dieselbe zerreißt aber später oft. Die Sporen sind kugelig oder länglich, 0,007—0,009 mm im Durchmesser und glatt.

Auf Setaria
glauca etc.

12. Ustilago neglecta Niessl (Ustilago Panici glauci Walbr.), welche in derselben Weise, wie die vorige Art auf Setaria glauca, viridis, verticillata auftritt, hat längliche oder eiförmige, 0,009—0,013 mm lange Sporen mit fein stacheligem Eriisporium.

Auf Panicum.

13. Ustilago trichophora Kze., auf Panicum colonum.

Auf Pennisetum.

14. Ustilago Penniseti Kze., auf Pennisetum vulpinum, von Körnicke²⁾ beobachtet.

Auf Ischaemum.

15. Ustilago Ischaemi Fockel zerstört den ganzen Blütenstand von Andropogon Ischaemum. Sporen 0,007—0,010 mm, glatt.

Auf Bromus.

16. Ustilago bromivora F. de Wldh. bildet ein schwarzes Pulver in den zerstörten Blüten bei unveränderten Spelzen und Rispen von Bromus secalinus, mollis, macrostachys etc. Sporen 0,006—0,011 mm groß, fein warzig oder fast glatt.

Auf Phragmites.

17. Der Rohrschilfbrand, Ustilago grandis Fr. (Ustilago typhoides F. de Wldh.) bildet ein schwarzes Sporenpulver in den Halmgliedern des Schilfrohes (Phragmites communis), welche dadurch sich verdicken, so daß sie fast wie ein Rohrkolben aussehen, von der Oberhaut des Halmes lange bedeckt bleiben, grau-bräunlich aussehen und später aufspringen. Die Sporen sind kugelig, 0,007—0,010 mm, mit glattem Eriisporium. Der Pilz ist dem Rohr schädlich, indem die Halme dadurch unbrauchbar werden, da sie keine Rispe bringen, kurz bleiben und verderben, so daß schon im Juni der Unterschied an gesunden und kranken hervortritt. In Westfalen befiel die Krankheit 1888 $\frac{1}{4}$ Morgen Rohr, im nächstfolgenden Jahre schon $2\frac{1}{2}$ Morgen auf derselben Fläche, jedoch nur die im Wasser wachsenden Halme, nicht die auf dem Ufer stehenden.

1. Auf Triticum
repens und
anderen Gräsern.

18. Ustilago hypodytes Fr., sehr ausgezeichnet durch die Bildung der Sporenmasse auf der Oberfläche der Halmglieder, die dadurch ringsum mit schwarzer Brandmasse bedeckt erscheinen, desgleichen auf der Innenseite der Blattcheiden, wodurch der Halm in seiner Entwicklung gehemmt wird; an verschiedenen Gräsern, besonders Triticum repens, Elymus arenarius, Bromus erectus, Calamagrostis Epigeios, Stipa pennata und

¹⁾ Fockel, Symbolae mycologicae, 2. Nachtrag, pag. 11.

²⁾ Vergl. Körnicke, Hedwigia 1877, pag. 34 ff.

capillata, *Psamma arenaria*. Die Sporen sind 0,003—0,006 mm im Durchmesser, glatt.

19. *Ustilago longissima* Lév., in den Blättern des Süßgrases *Glyceria*. (*Glyceria spectabilis*, *fluitans*, *plicata*, *aquatica* und *nemoralis*) in langen parallelen Streifen, welche mit dem olivenbraunen Brandpulver erfüllt sind und bald aufplatzen, wodurch die Blätter zerfällt werden und absterben, und der Stalm endlich verkümmert ohne zu blühen. Die kugelförmigen Sporen haben 0,0025—0,0035 mm im Durchmesser und ein glattes, sehr blaß olivenbraunes Eosporium.

20. *Ustilago echinata* Schröt., auf *Phalaris arundinacea*, ebenso wie die vorige Art in den Blättern. Die Sporen sind 0,012—0,015 mm im Durchmesser, das Eosporium ist dicht stachelig, ziemlich dunkelbraun.

21. *Ustilago virens* Cooke, in den Körnern von *Oryza sativa* in Indien.

22. *Ustilago Kolaczekii* Kühn, in Fruchtknoten von *Setaria geniculata*; Sporen 0,008—0,011 mm, glatt.

23. *Ustilago lineata* Cooke, in den Blättern von *Zizania* in Amerika.

24. *Ustilago grammica* Berk. et Br., in den Stengeln von *Aira* und *Glyceria aquatica* in England.

25. *Ustilago Notarisii* F. de Wldh., in den Blättern eines *Arrhenatherum* in Italien.

26. *Ustilago Passerinii* F. de Wldh., im Blütenstand von *Aegilops ovata* in Italien.

II. Auf Cyperaceen.

27. *Ustilago urceolorum* Tul. (*Uredo Caricis* Pers.) *Ustilago Montagnei* Tul.), auf zahlreichen Arten von *Carex*, wie *C. pilulifera*, *humilis*, *montana*, *hirta*, *brizoides*, *stellulata*, *muricata*, *vulgaris*, *rigida* etc., ferner auf *Rhynchospora*-Arten und auf *Scirpus caespitosus*, deren Früchte durch den Pilz verdorben werden, indem die Sporen sich auf der Oberfläche des Fruchtknotens bilden, der dann als ein verdickter, runder, schwarzer Körper hervorbricht. Die Sporen sind rundlicheförmig, 0,012—0,024 mm im Durchmesser, mit dunkelbraunem, körnig-rauen Eosporium.

28. *Ustilago olivacea* Tul., in den Fruchtknoten von *Carex arenaria*, *acuta*, *ampullacea*, *vesicaria*, *riparia* und *filiformis* ein olivenbraunes, in langen Fäden aus dem Utrifulus heraushängendes Pulver bildend, mit hell olivenfarbigen, oft gestreckten, 0,006—0,016 mm langen, fein höckerigen Sporen.

29. *Ustilago subinclusa* Kcke., Sporenmassen innerhalb des Fruchtknotens von *Carex acuta*, *ampullacea*, *vesicaria*, *riparia*, vom Utrifulus umhüllt und aus oft eckigen, dunkelolivenbraunen, grob höckerigen Sporen bestehend.

III. Auf Juncaceen.

30. *Ustilago Luzulae* Sacc., im kuglig angeschwollenen Fruchtknoten von *Luzula pilosa* und *spadicea*, wobei die Pflanzen oft kleiner bleiben als die gesunden. Sporen unregelmäßig rundlich, mit dunkelbraunem körnigen Eosporium, 0,019—0,026 mm groß.

Auf Luzula.

31. Eine unbekannte Brandart ist von Buchenau¹⁾ in den Blütenachsen von *Luzula flavescens* und *A. Forsteri* gefunden worden, wo der Pilz eine Umbildung der Blüten in Form einer Viviparie zur Folge hat: jede Einzelblüte ist in einen dichten Büschel grüner, langzugespitzter Hochblätter verwandelt, deren einige wieder in ihrer Achsel einen ganz kleinen Sproß tragen. Die Hauptachse des Triebes ist in eine schwarze, eiförmige, dicht von Brandpulver erfüllte Masse umgewandelt, und auch die Basen der oberen Blätter sind davon eingehüllt.

IV. Auf Viliaceen.

Auf Gagea, Scilla,
Muscari

32. *Ustilago Vaillantii Tul.*, bildet ein olivenbraunes Pulver in den Staubbeuteln der Blüten von *Gagea lutea*, *Scilla bifolia* und *maritima* und *Muscari comosum*. Die Sporen sind, 0,007—0,012 mm im Durchmesser, mit papillösem Eosporium.

Auf Gagea

33. *Ustilago Ornithogali Kühn* (*Ustilago umbrina Schröt.*), in den Blättern der meisten *Gagea*-Arten, in denen die Sporen ein dunkel olivenbraunes Pulver in aufbrechenden länglichrunden Pusteln bilden. Die Sporen sind eiförmig bis kugelig, abgeplattet, 0,010—0,018 mm lang, mit glattem, hellbraunem Eosporium.

Auf Tulipa.

34. *Ustilago Heufleri Fuckel*, tritt in ähnlicher Weise wie der vorige Pilz in den Blättern von *Tulipa sylvestris* auf.

V. Auf Aroideen.

Auf Arum.

35. *Ustilago plumbea Rostr.*, in Blättern von *Arum maculatum* in Dänemark.

VI. Auf Palmen.

Auf Dattelpalmen.

36. *Ustilago Phoenicis Cord.*, auf der Dattelpalme, bildet ein schwarzvioletttes Pulver in den Datteln, deren um den Kern liegende Fleischsubstanz dadurch zerstört wird. Die Sporen sind ungefähr kugelig, 0,004 bis 0,005 mm im Durchmesser, mit glattem, grauviolertem Eosporium.

VII. Auf Artocarpaceen.

Auf Feigen

37. *Ustilago Ficum Rehd.*, zerstört das Fruchtfleisch der Feigen, so daß nur die äußere derbe Schicht übrig bleibt und das Innere in schwarz-violetten Staub verwandelt wird.

VIII. Auf Polygonaceen.

Auf Polygonum.

38. *Ustilago utriculosa Tul.*, in den Blüten von *Polygonum Hydropiper*, *lapathifolium*, *Persicaria*, *minus* und *aviculare*. Das Mycelium findet sich außerhalb der Blüten nirgends; der Fruchtknoten wird mit Ausnahme der Epidermis zerstört und zerfällt in violettbraunes Pulver. Die Sporen sind 0,009—0,012 mm im Durchmesser, das Eosporium ist nieförmig gezeichnet, hellviolett.

Auf Polygonum
Convolvulus und
dumetorum.

39. *Ustilago anomala J. Kunze*, zerstört die inneren Blütenteile von *Polygonum Convolvulus* und *dumetorum*, Sporen denen der vorigen Art ähnlich, aber blaß braun.

Auf Polygonum
Bistorta und
viviparum.

40. *Ustilago Bistortarum Schröt.* (*Tilletia bullata Fuckel*), bildet in den Blättern von *Polygonum Bistorta* und *viviparum* große, inwendig

¹⁾ Abhandl. d. naturwiss. Ver. zu Bremen 1870 II., pag. 389.

durch Brandpulver schwarze Buckel. Die Sporen sind kugelig, 0,015 bis 0,016 mm im Durchmesser, mit stacheligem Eriopodium.

41. *Ustilago marginalis* Lév., erzeugt Wülste in dem ungerollten Blatt- Auf Polygonum
Bistorta.
rande von *Polygonum Bistorta*. Sporen 0,010—0,013 mm.

42. *Ustilago vinosa* Tul., in den innern Blüthenteilen von *Oxyria* Auf Oxyria.
digyna ein violettes Pulver bildend; Sporen 0,007—0,010 mm, sehr blaß
violett, mit großen halbkugelförmigen Warzen.

43. *Ustilago Göppertiana* Schröt., in Blattstielen von *Rumex* Auf Rumex.
Acetosa in Schlesien.

44. *Ustilago Kühniana* Wolff, in Blättern, Stengeln und Blüten- Auf Rumex.
ständen von *Rumex Acetosella* und *Acetosa*, mit runden, 0,010—0,016
mm großen, rötlichvioletten, neßförmig gezeichneten Sporen.

45. *Ustilago Parlatoresii* F. de Wldh., von Fischer von Wald- Auf Rumex
maritimus.
heim¹⁾ bei Mostau auf *Rumex maritimus* gefunden, in dessen sämtlichen
oberirdischen Teilen die dem vorigen Pilze sehr ähnlichen Sporen gebildet
werden. Die Stengel sind dabei verkürzt und verdickt und kommen nicht
zur Blüte.

46. *Ustilago Warminghi* Rostr., in den Blättern von *Rumex* Auf Rumex
crispus.
crispus in Finnmarken.

IX. Auf Caryophyllaceen.

47. *Ustilago antherarum* Fr. (*Ustilago violacea* Tul.) in den Auf Caryophyl-
laceen.
Antheren verschiedener Caryophyllaceen, wie *Saponaria officinalis*, *Silene
nutans*, *inflata*, *quadrifida* u. a., *Lychnis diurna*, *Lychnis verspertina*,
Lychnis Flos cuculi, *Lychnis Viscaria*, *Dianthus deltoides*, *Dianthus
Carthusianorum*, *Malachium aquaticum*, *Stellaria graminea* ein lilafarbenes
Pulver bildend. Dabei sollen die Blüten der *Lychnis diurna* hermaphrodit
werden²⁾. Ebenso giebt Magnin³⁾ für *Lychnis vespertina* an, daß der
Pilz in den männlichen Blüten nur eine leichte Deformation den Antheren
hervorbringt, in den weiblichen aber Atrophie der Griffel und oberen
Teile der Fruchtknoten und dafür das Erscheinen von Antheren, des einzigen
Organes, in welchem er Sporen bilden kann, bedingt. Die Sporen sind
0,005—0,009 mm groß, das Eriopodium neßförmig gezeichnet, sehr hell
violett.

48. *Ustilago major* Schröt., in den Antheren von *Silene Otites*; Auf Silene.
Sporen schwarzviolett, 0,007—0,013 mm lang, sonst wie vorige.

49. *Ustilago Holosteii* de By., in den Antheren von *Holosteum* Auf Holosteum.
umbellatum, Sporen dunkelviolett, 0,008—0,013 mm groß, sonst denen
der vorigen gleich.

50. *Ustilago Duriaeaana* Tul., in den Samen der sonst unver- Auf Cerastium.
änderten Kapfel von *Cerastium*-Arten, Sporen 0,010—0,012, dunkelbraun,
neßig und warzig.

X. Auf Utriculariaceen.

51. *Ustilago Pinguiculae* Rostr., in den Antheren von *Pinguicula* Auf Pinguicula.
vulgaris in Dänemark.

¹⁾ Hedwigia 1876, pag. 177.

²⁾ Vergl. Hoffmann's mykol. Berichte in Bot. Zeitg. 1870, pag. 72
und 82.

³⁾ Ann. de la soc. bot. de Lyon 1889.

XI. Auf Dipsaceen.

Auf Knautia.

52. *Ustilago Scabiosae Sowerby*, lebt mit ihrem Mycelium nur in den Antherenwänden¹⁾ von *Knautia arvensis* und *sylvatica* und bildet die Sporen in den Antheren, die anstatt mit Pollen mit blaßviolettem Pulver erfüllt sind. Die Sporen haben neßförmig gezeichnetes, fast farbloses Eriopodium.

Auf Scabiosa und Knautia.

53. *Ustilago intermedia Schröt.*, (*Ustilago Succisae Magn.*, *Uredo flosclorum DC.*), in den Antheren von *Scabiosa Columbaria*, *Knautia arvensis* und *Succisa pratensis*, Sporen 0,010—0,018 mm, sonst wie vorige, auch in der Reimung nicht abweichend²⁾.

XII. Auf Labiaten.

Auf Betonica.

54. *Ustilago Betonicae Beck.*, ebenfalls nur in den Antheren von *Betonica Alopecurus*, Sporen dunkelviolett, 0,007—0,017 mm groß, Eriopodium neßförmig gezeichnet.

XIII. Auf Compositen.

Auf Tragopogon und Scorzonera.

55. *Ustilago receptaculorum Fr.*, bildet ein schwarzviolett Pulver in den von den Hüllblättern umschlossen bleibenden Blütenköpfen von *Tragopogon pratensis*, *orientalis*, *porrifolius* und *Scorzonera humilis* und *purpurea*, deren Blüten dadurch zerstört werden. Die Sporen bilden sich auf der Oberfläche des Blütenbodens und sind 0,010—0,016 mm im Durchmesser, dunkelviolett, mit schwach neßförmig gezeichnetem Eriopodium.

Auf Carduus und Silybum.

56. *Ustilago Cardui F. de Wldh.*, in den Fruchtknoten von *Carduus acanthoides*, *nutans* und *Silybum Marianum*; Sporen 0,014—0,017 mm violett oder hellbraun, neßförmig gezeichnet.

Auf Helichrysum und Gnaphalium.

57. *Ustilago Magnusii (Ue.)*, (*Sorosporium Magnusii Ue.*, und *Sorosporium Aschersonii Ue.*, *Entyloma Magnusii* und *Entyloma Aschersonii Woron.*), am Stengelgrunde, am Wurzelhalse und an den Wurzeln von *Helichrysum arenarium* und *Gnaphalium luteo-album* Anschwellungen bis zu Haselnußgröße bildend, worin das bräunliche Sporenpulver enthalten ist. Sporen unregelmäßig rundlich oder polyedrisch, 0,010—0,023 mm groß, glatt.

XIV. Auf Koniferen.

Auf Juniperus.

58. *Ustilago Fussii Niesl.*, in den Nadeln von *Juniperus communis* und *nana* in Transylvanien.

XV. Auf Farnen.

Auf Osmunda.

59. *Ustilago Osmundae Peck.*, in den Wedelspieden von *Osmunda regalis* in Nordamerika.

II. Cintractia Cornu.

Cintractia

Die Sporen sind denen von *Ustilago* gleich, aber zu einem gallertartigen kompakten Stroma vereinigt, von welchem sie sich im Reifezustand ablösen, wobei das Stroma lange Zeit neue Sporen zu erzeugen fortfährt, durch welche die älteren nach außen gedrängt werden.

¹⁾ Fischer v. Waldheim, Bot. Zeitg. 1867, Nr. 50.

²⁾ Vergl. Schröter, Cohn's Beitr. z. Biologie d. Pfl., II. Bd., pag. 349 ff.

³⁾ Hedwigia 1878, pag. 18.

1. *Cintractia axicola* *Cornu* (*Ustilago axicola* *Berk.*), im Blütenstand Auf Cyperaceen. von *Cyperus*, *Fimbristylis* und *Scirpus* in Nordamerika und Westindien.

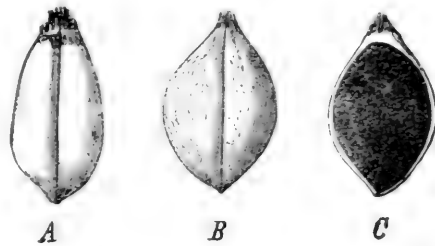
2. *Cintractia Junci* *Trel.* (*Ustilago Junci* *Schw.*) im Blütenstande von *Juncus tenuis* in Nordamerika.

Auf *Juncus*.

III. *Tilletia Tul.*

Die Sporen sind einzellig, kugelförmig, zu einem losen Pulver gehäuft. Das Promycelium bleibt ungeteilt und bildet die Sporidien auf seiner Spitze; dieselben sind von gestreckt linearer Gestalt und stehen zu mehreren wirtelförmig, meist paarweis durch Queräste kopulierend (Fig. 21); die kopulierten Paare abfallend und mit Keimschlauch keimend, der wieder ein sekundäres Sporidium bilden kann (Fig. 21 s'). Sämtlich Gramineen bewohnende Parasiten.

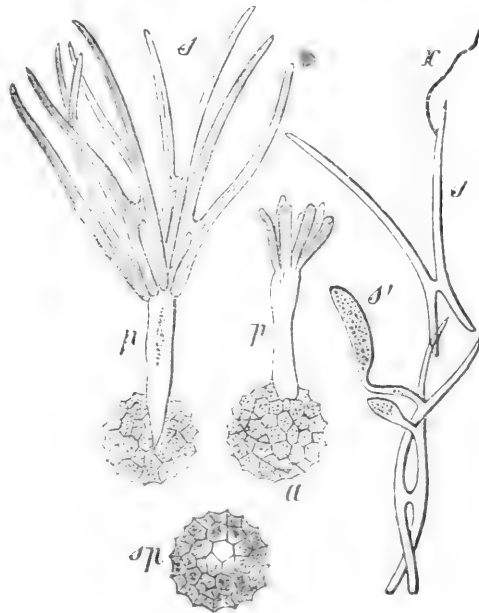
1. Der Steinbrand, Schmierbrand, Faulbrand, Faulweizen geschlossener Brand, *Tilletia caries* *Tul.* (*Uredo caries* *DC.*, *Ustilago sitophila* *Ditm.*, *Oaeoma sitophilum* *Link.*), der schädlichste Brand, auf Weizen, Spelz und Einkorn beschränkt, in den geschlossen bleibenden Körnern als ein schwarzbraunes, frisch wie Haringsslate stinkendes Pulver, bei übrigens fast unveränderter Ähre, daher die kranken Pflanzen auf dem Acker nicht leicht zu erkennen sind. In der Regel sind sämtliche Körner der Ähre brandig; diese bleibt etwas länger grün als die gesunden, ihre Spelzen stehen etwas spreizend ab, so daß sie das Korn nicht ganz bedecken, weil dieses mehr als die gesunden Körner anschwillt. Letzteres ist kürzer aber dicker als das gesunde Weizenkorn, von nahezu kugelförmiger Gestalt (Fig. 20), hat eine anfangs grünliche, im Alter mehr graubraune, dünne, leicht zerdrückbare Schale,



Tilletia.

Fig. 20.

A gesundes Weizenkorn. B Brandkorn des Weizenkopfsbrandes (*Tilletia caries* *Tul.*). C dasselbe im Durchschnitt, ganz mit Brandmasse erfüllt.



Steinbrand des Weizens.

Fig. 21.

Steinbrand des Weizens (*Tilletia caries* *Tul.*), 400 fach vergrößert. sp eine Spore; pp keimende Spore mit Promycelium, welches auf der Spitze die cylindrischen Sporidien, einen Quirl bildend, und paarweis kopulierend, trägt, bei a im Beginne der Entwicklung, bei s fertig. Rechts zwei abgefallene und keimende Sporidienpaare, bei x einen Keimschlauch treibend, der an der andern ein sekundäres Sporidium s' gebildet hat.

ist leichter als die gesunden Körner, auf Wasser schwimmend, und enthält statt weißen Mehles nur schwarze, anfangs schmierige, später trockene Brandmasse. Der Geruch rührt her von einem durch den Pilz erzeugten eigentümlichen flüchtigen Stoff, Trimethylamin, welches mit dem in den Haringen identisch ist. Die kranken Ähren bleiben mit den geschlossenen Brandkörnern bis zur Reife der Pflanze stehen. Diese gelangen daher mit in die Ernte, die Brandmasse verunreinigt das Mehl, welches dadurch eine unreine Farbe und widerlichen Geruch bekommt. Die Sporen sind kugelig, durchschnittlich 0,017 mm im Durchmesser, das Eosporium blaßbraun, mit stark ausgebildeten neßförmigen Verdickungen.

Auf Weizen.

2. *Tilletia laevis Kühn*, mit der vorigen Art ganz übereinstimmend hinsichtlich des Vorkommens, der Beschaffenheit des Brandkornes, des Geruches und der Größe und Gestalt der Sporen, aber mit glattem Eosporium. Kommt sowohl allein, als mit der vorigen vor, besonders im Sommerweizen der Alpenländer, wo an manchen Orten nur diese, an andern nur die vorige vorkommt¹⁾.

Auf Roggen.

3. Der Kornbrand, *Tilletia secalis Kühn* (*Ustilago secalis Rabenh.*), bildet ein braunes Pulver von demselben Geruche wie *Tilletia caries*, in den Körnern des Roggens, hat kugelige, 0,018—0,023 mm große Sporen mit stark neßförmig gezeichnetem Eosporium. Diesen Brand hat Rabenhorst 1847 in Italien, Corda²⁾ in Böhmen gefunden, Kühn³⁾ hat ihn von Ratibor in Schlesien 1876 erhalten. Nach Cohn's⁴⁾ weiteren Nachforschungen ist diese lokale Krankheit in der dortigen Gegend schon seit mindestens 30 Jahren endemisch. In demselben Jahre 1876 ist sie nach von Rieß⁵⁾ auch um Brünn in großer Menge aufgetreten.

Auf Triticum repens.

4. *Tilletia controversa Kühn*, in den Körnern der Quecke (*Triticum repens* bei unveränderter Ähre, wie der Steinbrand, auch von demselben Geruche; die Sporen sind durchschnittlich 0,021 mm im Durchmesser, ungleich gestaltet, kugelig, eiförmig, elliptisch oder eckig, die neßförmigen Zeichnungen des Eosporiums treten stärker leistenförmig hervor. Das Mycelium des Pilzes überwintert in den unterirdischen Ausläufern der Quecke. Kühn hält diesen Pilz, den andre Botaniker mit dem Steinbrand identifizierten, für eine selbständige Spezies.

Auf Lolium

5. *Tilletia Lolii Awd.*, in den Körnern von *Lolium perenne*, temulentum und arvense. Sporen durchschnittlich 0,019 mm, mit neßförmigem Eosporium.

Auf Hordeum

6. *Tilletia Hordei Kccc.*, in Persien in den Körnern von *Hordeum murinum* und *fragile* gefunden.

Auf Molinia

7. *Tilletia Molinae Winter* (*Vossia Molinae Thümen*), im Fruchtknoten von *Molinia coerulea*, ein längliches Brandkorn bildend; Sporen 0,020—0,030 mm lang, meist eiförmig oder elliptisch, Eosporium von dichtstehenden Poren durchsetzt.

¹⁾ Vergl. Kühn in Hedwigia 1873, pag. 150.

²⁾ Dekon Neuigkeiten und Verhandlungen 1848, pag. 9.

³⁾ Rühling's landw. Zeitg. 1876, pag. 649 ff. und Bot. Zeitg. 1876, pag. 470 ff.

⁴⁾ Jahresber. d. schles. Gesellsch. f. vaterl. Kultur 1876, pag. 135.

⁵⁾ Hedwigia 1876, pag. 161. Vergl. auch Körnicke, Verhandlung des naturhistorischen Ver. f. Rheinland u. Westfalen 1872 und Hedwigia 1877, pag. 29.

8. *Tilletia sphaerococca* F. de Wldh. (*T. decipiens* Kcke.) auf *Agrostis vulgaris*, *A. alba* und *A. Spica venti*, die Fruchtknoten der kleinen Blüten dieser jartripigen Gräser in lauter kleine Brandkörner verwandelnd, die auch den eigentümlichen Geruch der meisten Arten haben. Die beiden erstgenannten Straußgrasarten nehmen dabei oft eine Zwergform an (Vinné's *Agrostis pumila*), werden bisweilen nur 4 cm hoch; doch hat Kühn sie auch bis gegen 40 cm, d. h. der normalen Größe nahekommend, gefunden und *Agrostis Spica venti*, wenn sie von dem Parasit befallen wird, überhaupt nie verzweigt gesehen. Die Sporen sind 0,024—0,026 mm groß und haben neßförmig gezeichnetes Eosporium.

9. *Tilletia endophylla* de By. (*Tilletia olida* Winter), bewohnt die Blätter von *Brachypodium pinnatum* und *sylvaticum*, ihr geruchloses schwarzes Brandpulver bricht in langen, schmalen Längslinien aus den Blättern und Blattstcheiden, wodurch dieselben verkümmern, gelb und zerissen werden. Die Sporen sind kugelig oder länglich, 0,017—0,028 mm, mit schwarzbraunem, neßförmigem Eosporium.

10. *Tilletia Calamagrostis* Fuckel, mit 0,012—0,016 mm großen neßförmig gezeichneten Sporen in den Blättern von *Calamagrostis epigeios*.

11. *Tilletia de Baryana* F. de Wldh. (*Tilletia Milii* Fuckel, *Tilletia striiformis* Nicol.), zerstört in derselben Weise die Blätter von *Holcus mollis*, *Lolium perenne*, *Festuca ovina* und *elatior*, *Bromus inermis*, *Poa pratensis*, *Dactylis glomerata*, *Briza media*, *Arrhenatherum elatius*, *Milium effusum*, *Agrostis* und *Calamagrostis*-Arten. Sie unterscheidet sich durch kurz stachelige Sporen, die 0,010—0,012 mm groß sind.

12. *Tilletia separata* Kze., in den Fruchtknoten von *Apera Spica-venti*, Sporen 0,024 mm, mit neßförmigem Eosporium.

13. *Tilletia calospora* Pass., in den Fruchtknoten von *Andropogon agrestis* in Italien.

14. *Tilletia Rauwenhoffii* F. de Wldh., in den Fruchtknoten von *Holcus lanatus* in Belgien.

15. *Tilletia Oryzae* Pat., in den Körnern von *Oryza sativa* in Japan.

16. *Tilletia Fischeri* Karst., in den Fruchtknoten von *Carex canescens* in Finnland.

17. *Tilletia arctica* Rostr., in Blättern und Stengeln von *Carex festiva* in Finnmarken.

18. *Tilletia Thlaspeos* Beck, in den Samen von *Thlaspi alpestre* in Österreich.

19. *Tilletia Sphagni* Nawaschin, in den Kapseln der Torfmoose, wo man die Sporen dieses Pilzes früher fälschlich für Mikrosporen der Torfmoose hielt. Man findet bisweilen in derselben Kapsel oder in kleineren Kapseln neben tetraedrischen größeren auch kleinere polyedrische Sporen. Die letzteren gehören, wie Nawaschin¹⁾ gezeigt hat, einem Brandpilz an, dessen Mycel die eigentlichen Sporenmutterzellen zerstört und auch in der Kapselwand intercellular wächst.

¹⁾ Botan. Centralbl. 1890, Nr. 35.

III. *Cordalia Gobi.*

Cordalia.

Die einzelligen, hellvioletten Sporen brechen durch die Epidermis der Nährpflanze in violetten Häufchen hervor und werden meist reihenförmig übereinanderstehend von den beisammenstehenden sporenbildenden Fäden abgeschnürt. Die Keimung geschieht mittelst eines Promyceliums, welches eine endständige Sporidie abschnürt¹⁾. Der Pilz ist dadurch biologisch eigentümlich, daß er nur in Gesellschaft von Rostpilzen auf den Nährpflanzen auftritt, indem er die Rosthäufchen, namentlich Aecidien bewohnt.

In Aecidien
verschiedener
Pflanzen.

Cordalia persicina Gobi, (*Tubercularia persicina Dittm.*), bewohnt besonders häufig das Aecidium auf *Tussilago*, das der *Ribes*-Arten, das der *Asperifoliaceen*, die *Roestelia cornuta* etc., in Form unregelmäßiger lilaer und violetter Pusteln hervorbrechend, welche bisweilen die Aecidien ganz verdrängen, mitunter aber auch außerhalb der Aecidien im Blattgewebe schwarzroten. Die Sporen sind 0,006 mm groß, glatt, blaßlila. Der Einfluß auf die Nährpflanze scheint nicht schädlicher als der der Aecidien zu sein.

IV. *Schizonella Schröt.*

Schizonella.

Die Sporen bestehen aus je zwei einander gleichen Zellen, welche aber nur mit schmaler Verbindungsstelle vereinigt sind. Ihre Bildung geschieht, indem in den Knäueln der sporenbildenden Fäden zunächst einfache Zellen entstehen, die dann durch eine Scheidewand sich teilen und allmählich bis auf ein schmales Verbindungsstück auseinander rücken. Die Keimung geschieht nach der Art von *Ustilago*.

Auf Carex.

Schizonella melanogramma Schröt., (*Geminella foliicola Schröt.*, *G. melanogramma Magn.*), bildet die Sporen in den Epidermiszellen der Blätter von *Carex rigida*, *praecox*, *digitata* etc., aus denen sie in schwarzbraunen Fängestreifen hervorbrechen. Sporen 0,008—0,012 mm lang, umbrabrun.

V. *Schröteria Winter* (*Geminella Schröt.*).

Schröteria.

Die Sporen bestehen aus je zwei einander gleichen Zellen, welche mit breiter Berührungsfläche verbunden sind. Ihre Bildung geschieht, indem die gewöhnlich spiralig verschlungenen sporenbildenden Fäden sich in Gliederzellen abschnüren. Jede Gliederzelle wird durch Bildung einer Scheidewand zur zweizelligen Spore²⁾. Die Sporidien bilden sich auf der Spitze des Promyceliums.

Auf Veronica.

1. *Schröteria Delastrina Winter* (*Geminella Delastrina Schröt.*, *Thecaphora Delastrina Tul.*), bildet ein schwarzes Brandpulver in den Früchten von *Veronica arvensis*, *hederaefolia*, *triphyllos* und *praecox*, die dann keine Samen entwickeln. Das Mycelium findet sich nach Winter (l. c.) im Mart der ganzen Pflanze und dringt aus den Placenten in die

¹⁾ Vergl. *Gobi*, Abhandl. der Petersburger Akademie 1885.

²⁾ Nach Winter, Flora 1876 Nr. 10.

Samenknospen ein, um in denselben die Sporen zu bilden. Diese sind 0,016–0,023 mm lang, mit graugrünem, warzigem Eryporium.

2. *Schröteria Decaisneana* De Toni (*Geminella* D. Boud.) in Auf *Veronica*. den Früchten von *Veronica hederacea*, Sporen kleiner als bei voriger, 0,010–0,012 mm. Bei Paris.

VI. *Paipalopsis* Kühn.

Die Sporen sind meist zwei- oder mehrzellig und bilden ein helles Paipalopsis. Pulver an der Oberfläche des befallenen Pflanzenteiles. Die Sporidien bilden sich an der Seite des Promyceliums wie bei *Ustilago*.

Paipalopsis Jrmischiae Kühn¹⁾, auf den Blütenteilen von *Primula officinalis*, besonders auf den Staubgefäßen, dem Fruchtknoten und bis- Auf Primula. weilen auch auf der Blumenkrone, wo die Sporen einen hellen mehligartigen Überzug darstellen.

VII. *Urocystis* Rabenh.

Sporen aus mehreren Zellen zusammengesetzt, von denen eine Urocystis oder mehrere mittlere größer und gefärbt, eine Anzahl peripherischer kleiner, farblos oder blasser sind. Die Bildung dieser Sporen-

knäuel geschieht, indem die sporenbildenden Fäden mehr oder minder deutliche Spiralwindungen beschreiben und später aus ihren Gliedern die centralen Zellen bilden, während dünnere Fäden sich um diese legen, mit ihnen verwachsen und zu den peripherischen Zellen

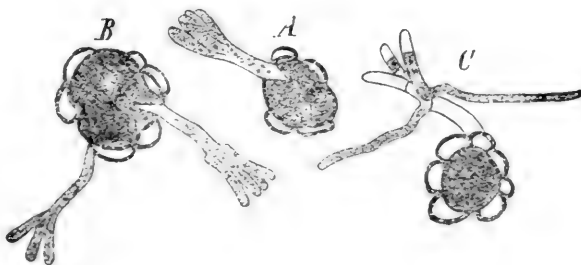


Fig. 22.

Hoggen-Stengelbrand (*Urocystis occulta* Rabenh.), 300fach vergrößert. Drei Sporenknäuel, keimend mit Promycelium und Sporidienbildung. Jeder Sporenknäuel aus 1 bis 3 großen innern, braunen und mehreren kleineren, hellen peripherischen Zellen zusammengesetzt; nur aus den ersteren kommen die Meinschläuche. Nach Wolff.
werden²⁾. Nur die großen centralen Zellen sind keimfähig. Das Promycelium bildet die Sporidien an der Spitze, wie *Tilletia* (Fig. 22).

1. Der **Hoggenstengelbrand** oder **Hoggenstielbrand**, *Urocystis* Hoggenstengelbrand. *occulta* Rabenh. (*Uredo occulta* Wallr., *Polycystis occulta* Schlechtend.) in den Halmgliedern und in den Blattcheiden des Hoggens vor der Blütezeit. Die genannten Teile bekommen zuerst sehr lange, anfangs graue, etwas schwielenförmige Streifen, die im Innern ein schwarzes Pulver enthalten; bald brechen dieselben von selbst auf und lassen ihren Inhalt hervortreten. In diesen Streifen ist das Parenchym durch den Parasit zerstört

¹⁾ Cit. in Bot. Centralblatt 1883, XIII pag. 1.

²⁾ Vergl. Winter, Flora 1876, Nr. 10.

worden, und die Sporenmasse desselben ist an dessen Stelle getreten. Die Halme werden dadurch zerschligt und brechen endlich zusammen. Bisweilen geht dieser Brand bis in die Ähre, deren Spelzen dann mehr oder weniger verkrüppelt sind und wie die Blattscheiden zwischen ihren Nerven schwarze Brandschwiele haben. Meistens wird aber die Ähre vom Parasit direkt nicht angegriffen. Jedoch kommt es nur in den seltensten Fällen vor, daß solche Pflanzen reisende, körnerhaltige Ähren bringen; denn entweder ist der Halm, noch ehe die Ähre erscheint, zusammengebrochen oder wenn die Krankheit erst während des Blühens oder der Reifung der Ähre einen stärkeren Grad erreicht, so knickt der brandige Halm unter der schwerer werdenden Ähre um; diese wird dann nicht mehr ernährt und vertrocknet. Die Sporenknäuel sind durchschnittlich 0,024 mm im Durchmesser, dunkelbraun, mit 1—3 centralen Zellen. Dieser dem Roggen sehr schädliche Brand ist zwar viel seltener als der im übrigen Getreide vorkommende Flugbrand und Steinbrand, aber unter den bekannten Brandkrankheiten des Roggens die häufigste.

Auf andern
Gramineen.

Auf andern Gramineen kommen auch *Urocystis*-Formen vor, bei denen ebenfalls durch eine schwarze Brandmasse die Blätter und Blattscheiden, zum Teil auch die Halme in langen Streifen zerschligt werden. Ob es berechtigt ist, sie alle mit der vorstehenden Spezies zu vereinigen, wie Winter thut, ist zweifelhaft. Es ist hier zu nennen eine in Neuhoiland auf dem Weizen (*Triticum vulgare*) gefundene Form, die Körnicke¹⁾ von der auf dem Roggen für verschieden hält und *Urocystis Tritici* Kcke., genannt hat, ferner eine Form auf *Lolium perenne*, die Fischer von Waldheim²⁾ zu *Urocystis occulta* zieht, eine auf *Triticum repens*, *Urocystis Agropyri* Schröt., mit 0,012—0,020 mm großen Sporenknäueln, eine auf *Arrhenatherum elatius*, die Zudcl³⁾ zu *Urocystis occulta*, Schröter zu *Urocystis Agropyri* rechnet, ferner *Urocystis Ulii* Magn. auf *Poa pratensis*, mit 0,024—0,030 mm großen Sporenknäueln mit sehr hohen Randzellen, endlich *Urocystis Alopecuri* n. sp., die ich schon in der ersten Auflage dieses Buches beschrieben, in Blättern, Blattscheiden und Halmen von *Alopecurus pratensis*, mit 0,013—0,031 mm großen Sporenknäueln, deren 1 bis 3 große Innenzellen von zahlreichen Randzellen ganz eingehüllt sind, welche in Farbe und Größe fast in die Innenzellen übergehen, *Urocystis Festucae* Ull. auf *Festuca ovina*.

Zwiebelbrand.

2. Der Zwiebelbrand, *Urocystis Colchici* Rabenh. (*Urocystis cepulae* Frost., *Urocystis magica* Passer., *Urocystis Ornithogali* Kcke.), bildet ein schwarzes Pulver in den Blättern verschiedener Liliaceen, besonders von *Allium Cepa*, *rotundum*, *magicum*, *Scilla bifolia*, *Ornithogalum umbellatum*, *Muscari comosum* und *racemosum*, *Convallaria Polygonatum*, *Paris quadrifolia* und *Colchicum autumnale*. Nach der Ansicht von Magnus⁴⁾ wäre freilich der auf *Allium* vorkommende Pilz von dem auf *Colchicum* verschieden. An den Speisewiebeln ergreift der Brandpilz schon die jungen Samenpflanzen, was zur Folge hat, daß dieselben keine Zwiebeln ansetzen und zu Grunde gehen. Anfangs ist der Pilz nur auf die äußeren

¹⁾ Hedwigia 1877, Nr. 3.

²⁾ Aperçu des Ustilaginées, pag. 41.

³⁾ l. c. pag. 41.

⁴⁾ Botan. Centralbl. 1880, pag. 349.

Zwiebelschalen beschränkt, das Mycelium findet sich nur in der Nachbarschaft der schwarzen Brandflecke; später ist es überall in den Blättern, Zwiebeln und Wurzeln vorhanden. Mycelium und Sporen bilden sich zwischen den Zellen der Nährpflanze. Die Sporenknäuel sind 0,016–0,020 mm im Durchmesser, meist nur aus einer, seltener zwei großen centralen Zellen, aber sehr vielen Nebenzellen zusammengesetzt. In Amerika ist der Pilz schon vor längerer Zeit nach Farlow¹⁾ in den Staaten Massachusetts und Connecticut an den Speisewiebeln sehr schädlich aufgetreten. Im Jahre 1879 fand ich die Krankheit auch bei Leipzig.

3. *Urocystis Fischeri* Ktze., in den Blättern und Halmen von *Carex muricata* und *acuta*. Auf *Carex*.

4. *Urocystis Luzulae* Wintler (*Polycystis Luzulae* Schröt.), in den Blättern von *Luzula pilosa*. Auf *Luzula*.

5. *Urocystis Junci* Lagerh., auf *Juncus bufonius* in Schweden und *Juncus filiformis* in der Schweiz. Auf *Juncus*.

6. *Urocystis Gladioli* Sm., in den Knollen und den Stengeln von *Gladiolus communis* und *imbricatus*. Auf *Gladiolus*.

7. *Urocystis pompholygodes* Rabenh. (*Urocystis Anemones* Schröt.), bildet ein schwarzes, durch eine Spalte hervorbrechendes Pulver in den Stengeln und Blättern verschiedener Ranunculaceen, wie *Anemone*, *Hepatica*, *Pulsatilla*, *Adonis*, *Helleborus*, *Actaea*, *Aconitum*, *Ranunculus*-Arten. Die Sporenknäuel sind bis 0,035 mm im Durchmesser, mit ein oder zwei centralen Zellen. Auf Ranunculaceen.

8. *Urocystis sorosporioides* Ktze., in den Blättern und Blattstielen von *Thalictrum minus* und *foetidum*. Auf *Thalictrum*.

9. *Urocystis Leimbachii* Oertel, in Blättern von *Adonis aestivalis* in Thüringen. Auf *Adonis*.

10. *Urocystis Filipendulae* Tul., in den Stielen und Rippen der Wurzelblätter von *Spiraea Filipendula*. Auf *Spiraea*.

11. *Urocystis Violae* F. de Wldh., in angeschwollenen und verkrümmten Blättern von *Viola odorata*, *hirta*, *canina* und *tricolor*. Nach Roumeguère²⁾ ist dieser Pilz seit 1882 sehr verderblich in den Toulouser Beilchenkulturen aufgetreten. Auf *Viola*.

12. *Urocystis Kmetiana* Magn., in den Fruchtknoten von *Viola tricolor* in Ungarn nach Magnus³⁾. Auf *Viola tricolor*.

13. *Urocystis Corydalis* Niessl., in den Blättern von *Corydalis cava*. Auf *Corydalis*.

14. *Urocystis primulicola* Magn., in den Fruchtknoten von *Primula farinosa* auf der Insel Gotland, neuerdings auch in Italien aufgefunden. Auf *Primula*.

VIII. *Sorosporium* Rud., *Thecaphora* Fingerh. und *Tolyposporium* Wor.

Diese drei schwer zu unterscheidenden Gattungen besitzen Sporenknäuel, die aus sehr vielen einander gleichen Zellen zusammengesetzt sind. *Sorosporium*, *Thecaphora*, *Tolyposporium*.

¹⁾ Nach Just, botan. Jahresber. für 1877, pag. 122.

²⁾ Rev. mycol. VII. 1885, pag. 165.

³⁾ Verhandl. d. Bot. Ver. d. Prov. Brandenburg XXXI. Berlin 1890, pag. XIX.

sind. Sporidien sind entweder noch unbekannt oder bilden sich nach der Art derer von *Ustilago*.

Auf Carnophyl-
laccen.

1. *Sorosporium Saponariae* Rud., in den noch geschlossenen Blütenknospen von *Saponaria officinalis*, wo der Pilz auf der Oberfläche aller Blütenteile mit Ausnahme der Außenseite des Kelches, also auf allen bedeckten Teilen, die Sporen in Form eines blaß rötlichbraunen Pulvers

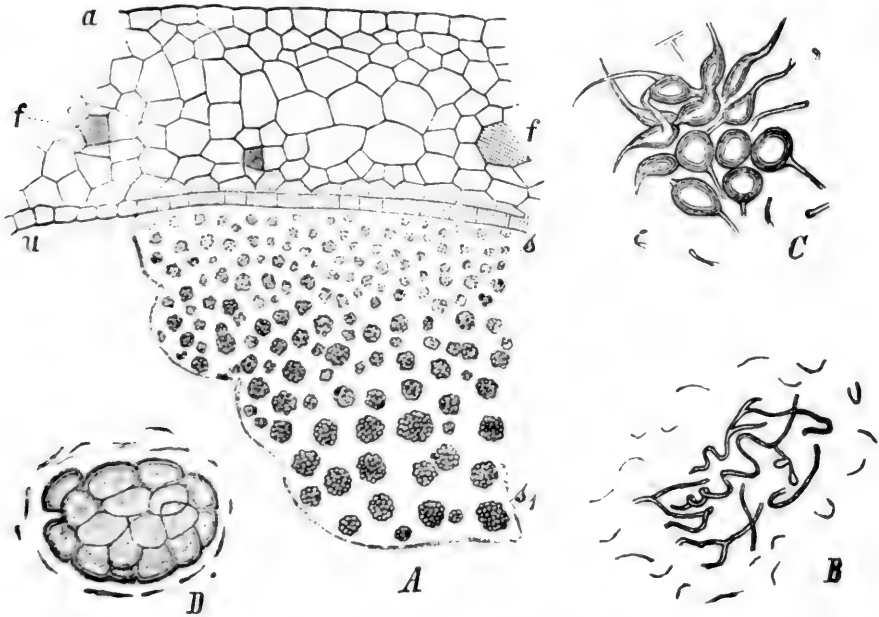


Fig. 23.

***Sorosporium Saponariae* Rud.**, A Stück eines Durchschnittees durch ein befallenes Blatt von *Cerastium arvense*, a die Außen- und die Innenseite, ff Gefäßbündel. Auf der Innenseite u ist der Pilz durch die Epidermis frei hervorgewachsen und steut eine dicke Pilzmasse ss, dar, von der hier nur der eine Rand zu sehen ist. s die innerste jüngste Schicht des Sporenlagers, wo die Sporenknäuel noch in der Bildung begriffen sind; s₁ die ältere äußere Schicht, in welcher schon ausgebildete Sporenknäuel sich befinden. 100fach vergrößert. B Früher Anfang eines Sporenknäuels, indem die Fäden der Pilzmasse unter Verdichtung und oft spiraligen Windungen zu einem Knäuel sich verschlingen. 500fach vergrößert. C Späterer Entwicklungszustand eines Sporenknäuels, wo die Fäden des Knäuels starke Anschwellungen bekommen. Aus dem Inhalt jeder Anschwellung entwickelt sich eine Spore. 500fach vergrößert. D Der reife Sporenknäuel, noch von den gallertartig aufgequollenen Fäden der Pilzmasse umhüllt. 500fach vergrößert.

bildet. Außerdem ist er auch beobachtet worden auf verschiedenen Arten von *Dianthus*, *Silene*, *Gypsophila*, *Lychnis* und *Stellaria*. Ich fand ihn auf *Cerastium arvense*, wo er an den Spitzen der Triebe gallenartige Wülbungen veranlaßt: die obersten Internodien sind verkürzt, die Blätter kürzer, aber verdickt und sehr verbreitert, eiförmig-dreieckig, und schließen zu einer angeschwollenen Knospe zusammen, wodurch die Blütenbildung vereitelt wird. Auf der Innenseite dieser Blätter und an den inneren Blättern auch auf der Außenseite der Blattbasis werden die Sporen gebildet (Fig. 23 A). Die Mycelfäden, welche meist intercellular wachsen, treten vor-

wiegend durch die Spaltöffnungen, später auch unmittelbar durch die Epidermiszellen auf die Oberfläche, breiten sich dort aus, vermehren sich durch Verzweigung daselbst außerordentlich und verflechten sich innig zu einer sehr dicken, oft den Durchmesser des Blattes übertreffenden, farblosen, weichfleischigen Pilzmasse. In dieser beginnt die Sporenbildung an der äußeren Oberfläche und schreitet nach innen gegen die Epidermis zu fort, so daß dort noch die ersten Sporenbildungen stattfinden, wenn an der Oberfläche schon reife Sporenknäuel vorhanden sind (Fig. 23 A, s und s₁). In dem zarten Pilzfadengeflecht erscheinen die ersten Anlagen der Sporenknäuel als 0,022 mm große, runde Knäuel verschlungener Fäden (Fig. 23 B), in denen die Anfänge der Sporen als helle Kerne von anfangs nur 0,001—0,002 mm Durchmesser sichtbar werden. Die Kerne wachsen bedeutend und jeder bildet sich zu einer Spore aus (Fig. 23 C). Aus jeder solchen Gruppe wird ein runder Sporenknäuel, der zuletzt 0,04—0,09 mm Durchmesser hat und aus zahlreichen, ungefähr 0,013 mm großen, rundsichen, durch gegenseitigen Druck abgeplatteten oder kantigen Sporen mit blaß gefärbtem, fein warzigem Eriospodium besteht (Fig. 23 D). Die ihn umgebende Hülle des ursprünglichen Hyphengeflechtes erweicht gallertartig und schwindet, worauf die zahlreichen Sporenknäuel staubartig sich isolieren. Das Mycelium ist nach de Bary in der Nährpflanze perennierend und erzeugt an den befallenen Stöcken den Brand alljährlich.

2. *Sorosporium (Tolyposporium) bullatum* Schröt., in den Früchten von *Panicum Crus galli*, die dadurch zu einem aus den unveränderten, weit flassenden Blütenspelzen hervorragenden, unförmigen, dunkelgrauen, mit schwarzbraunem Pulver erfüllten Körper werden. Auf *Panicum*.

3. *Sorosporium Lolii* Thüm., in den Fruchtknoten von *Lolium perenne* bei Leibach. Auf *Lolium*.

4. *Thecaphora Westendorpii* Fisch., in den Ähren von *Lolium perenne* in Belgien. Auf *Lolium*.

5. *Thecaphora oligospora* Cocc., in den Blütenständen von *Carex digitata* in Italien. Auf *Carex*.

6. *Tolyposporium Cocconi Morini*, in Blättern von *Carex recurva* in Italien. Auf *Carex*.

7. *Thecaphora aterrimum* Tul., in Stengeln und Ähren von *Carex*-Arten in Frankreich und Italien. Auf *Carex*.

8. *Sorosporium Junci* Schröt. (*Tolyposporium* f. *Woron.*), bildet schwarze, gallenartige, harte Anschwellungen in den Fruchtknoten und Blütenstielen von *Juncus bufonius* und *capitatus*. Auf *Juncus*.

9. *Thecaphora Pimpinellae* Fiel., in den Früchten von *Pimpinella Saxifraga* in Schweden. Auf *Pimpinella*.

10. *Sorosporium hyalinum* Winter (*Thecaphora hyalina* Fingerh., *Thecaphora deformans* Dur. et Mont., *Thecaphora affinis* Schneid., *Thecaphora Lathyri* Kühn), ein kofoladenbraunes Sporenpulver in den Samen von *Convolvulus arvensis* und *sepium*, sowie von *Lathyrus pratensis*, *Astragalus glycyphyllos* und *Phaca alpina* bildend, wobei die Frucht entweder kaum merklich verändert ist oder wie bei *Astragalus* und *Phaca* klein und aufgedunsen aussieht; bisweilen werden auch nur ein oder wenige Samen in einer Frucht brandig. Auf *Convolvulus*, *Lathyrus* etc.

11. *Thecaphora Cirsii* Bond., in den Köpfchen von *Cirsium anglicum* bei Paris. Auf *Cirsium*.

Auf Cirsium.

12. *Thecaphora Traili Cooke*, in den Blüten von *Cirsium heterophyllum* in Schottland.

IX. *Tuburcinia Berk. et Br.*

Tuburcinia.

Die Sporenknäuel stimmen mit denen der Gattung *Sorosporium* überein. Die Reimung geschieht aber nach Woronin¹⁾ nach Art von *Tilletia* mit tranzförperförmigen Sporidien. Außerdem verhält sich diese Gattung auch dadurch eigentümlich, daß hier nach Woronin l. c. auf der Nährpflanze auch eine Bildung von Conidien erfolgt, welche auf kurzen Stielen abgeschnürt werden, die in Form eines weißen Schimmels an der Oberfläche des Pflanzenteiles hervortreten.

Auf Trientalis.

1. *Tuburcinia Trientalis Berk. et Br.* (*Sorosporium Trientalis Woron.*), bildet ein schwarzes, aus den Blättern und Blattstielen von *Trientalis europaea* hervorbrechendes Pulver, dessen Sporenknäuel 0,100 mm im Durchmesser sind, wobei die Stengel etwas angeschwollen, die Blätter kleiner und bleicher sind und unterseits den schimmelartigen Anflug der Conidien tragen. Nach Woronin¹⁾, der den Entwicklungsgang dieses Pilzes verfolgt hat, entstehen aus den Conidien im Sommer und Herbst in der Nährpflanze nur Haufen von Dauer孢oren ohne Conidienbildung. Diese Dauer孢oren keimen im Herbst und aus ihren Sporidien entwickelt sich das in den überwinternden Sprossen der *Trientalis* perennierende Mycelium, welches im Frühling in die oberirdischen Stengel in die Höhe wächst und wieder die Frühjahrsform der Krankheit erzeugt.

Auf Veronica.

2. *Tuburcinia Veronicae Schröt.* (*Sorosporium Veronicae Winter*), bildet ein zimtbraunes Sporenpulver in den angeschwollenen und getrümmten Stengeln und Blattstielen von *Veronica triphyllos* und *hederifolia*.

Auf Geranium.

3. *Tuburcinia Cesatii Sorok.*, in Blättern und Stengeln von *Geranium* im Ural.

X. *Sphacelotheca de By.*

Sphacelotheca.

Die Sporenmasse stellt einen fruchtartigen Körper dar, welcher in der Zamenthospie der Nährpflanze entsteht, aus der Blüte hervorwächst, indem er durch Wachstum an seiner Basis sich vergrößert; er besteht aus einer äußeren Wand, welche von hellen, ründlichen Zellen gebildet wird, aus der von der Wand umgebenen dunklen Sporenmasse und aus einer hellen Mittelsäule²⁾.

Auf Polygonum.

Sphacelotheca Hydropiperis de By. (*Ustilago Candollei Tul.*), in den Fruchtknoten von *Polygonum Bistorta*, *viviparum*, *mitis*, *Hydropiper* und *alpinum*, mit schwarzvioletttem Sporenpulver; Sporen 0,008—0,017 mm, violett, glatt oder feinkörnig. Die von Solms³⁾ auf *Polygonum chinense* in Puntamerg beobachtete *Ustilago Treubii Solms* dürfte eine ähnliche gallenbildende Ustilaginee sein.

¹⁾ Beitr. z. Morphol. u. Physiol. der Pilze. V. Reihe, Frankfurt 1882.

²⁾ Vergl. de Parry, Vergleichende Morphol. der Pilze 1884, pag. 187.

³⁾ Ann. du Jardin botan. de Buitenzorg 1886, pag. 79.

X. Graphiola Fr.

Diese Gattung ist erst von G. Fischer¹⁾ genauer untersucht und den Ustilagineen zugeteilt worden. Die Sporenmasse stellt ein fruchtkörperartiges Gebilde dar, welches von einer Hülle (Peridie) umgeben ist und im Grunde eine Schicht von sporentragenden Fäden enthält; letztere stellen dicke, quergegliederte, protoplasmareiche Fäden dar; die Gliederzellen derselben wölben sich tonnenförmig und lassen mehrere kugelige Sporen aus sich hervorprossen, welche den Inhalt der Trägerzelle aufnehmen und die gleiche Größe wie diese erreichen. Die leicht abfallenden Sporen erscheinen in größerer Menge gelb. Eine mittlere unfruchtbare Fadenpartie wirkt als Ausstreuungsapparat der Sporen. Die letzteren feimen mit einem Keimschlauch, welcher eine längliche Sporidie abspinnert.

Graphiola.

Graphiola Phoenicis Fr., auf den Blättern der Dattelpalme sowohl am natürlichen Standort der Pflanze als auch in unsern Gewächshäusern. Die Fruchtkörper stellen zerstreute, harte, schwarze Schwielen von etwa 1,5 mm Länge dar, um welche bisweilen ein hellerer Hof eine Verfärbung des Blattgewebes durch den Pilz anzeigt. G. Fischer²⁾ hat später auch die Sporen des Pilzes auf Dattelblätter ausgejät und erfolgreiche Infektionen erzielt. An andern Palmen scheinen andre Arten dieser Gattung vorzukommen.

Auf Dattelpalmen.

Anhang.**Die zu den Ustilagineen gehörenden, aber pathologisch abweichenden Parasiten.**

An die Brandkrankheiten schließen wir eine Anzahl Parasiten, welche naturgeschichtlich zu den Ustilagineen gehören, welche aber auf ihren Nährpflanzen Krankheits Symptome verursachen, die von denen der eigentlichen Brandkrankheiten bedeutend abweichen, weil dabei von dem Auftreten eines Brandpulvers überhaupt nichts zu bemerken ist. Es bezieht sich dies auf folgende Gattungen.

Verwandte Ustilagineen.

I. Entyloma de By.

Die Arten dieser Gattung verursachen nur franke Blattflecken, und zwar auf den verschiedensten Pflanzen. Die von ihnen bewohnten Blattstellen zeigen sich entweder buckel- oder schwielenartig angeschwollen oder von unveränderter Dicke, von bleicher, gelber oder brauner Farbe und werden zuletzt trocken und zerbröckeln. Das Mycelium besteht aus sehr feinen, unregelmäßig verzweigten, zwischen den Zellen der Nährpflanze wachsenden Fäden. Diese bilden nach de Bary³⁾ an etwas

Entyloma.

¹⁾ Botan. Zeitg. 1883, Nr. 45.

²⁾ Verhandl. der schweiz. naturf. Gesellsch. in Solothurn 1888, pag. 53.

³⁾ Bot. Zeitg. 1874, Nr. 6 u. 7; Taf. II.

dünnere Zweigen Sporen, indem die Zweige kugelig oder oval anschwellen, über der Anschwellung sich weiter fortsetzen und dann denselben Prozeß viele Male wiederholen können. Jede Anschwellung gliedert sich zu einer Spore ab, so daß die Sporen intercalär in den Äden sich befinden. Im reifen Zustand sind sie um das mehrfache der ursprünglichen Größe angeschwollen, haben dickwandige, meist blaß bräunlich gefärbte Membran, und erfüllen oft die Interzellulargänge in solchen Massen, daß die Zellen zusammengedrückt werden. Die von de Bary beobachtete Keimung ist im wesentlichen derjenigen von *Tilletia* gleich, der Pilz also den Ustilagineen anzuschließen. Außer dieser endophyten Sporenbildung ist aber zuerst von Schröter¹⁾ bei dieser Gattung auch eine Conidienbildung beobachtet worden, was bei Pilzen aus dieser Verwandtschaft sehr selten ist. Nach dem, was ich an einer *Entyloma*-Form auf *Pulmonaria* gesehen, wachsen zuerst aus den Spaltöffnungen der Unterseite Büschel von Äden heraus, die sich auf der Epidermis ausbreiten; dann bringen auch zwischen den Epidermiszellen Äden hervor, endlich ist die Oberhaut bedeckt von einer dem Auge weiß erscheinenden dicken Lage feiner Äden, an denen spindelförmige Conidien kettenförmig sich abgliedern. Conidienbildungen, welche zu diesen Pilzen gehören, sind schon wiederholt beobachtet und früher unter dem Namen *Fusidium* beschrieben worden.

Auf Gräsern.

1. *Entyloma crastophyllum* Sacc., bildet schwarzgraue, längliche, flache Flecken in den Blättern von *Poa annua* und *nemoralis* und von *Dactylis glomerata*. Ob

2. *Entyloma irregulare* Johans., auf *Poa annua* in Island und Schweden, und

3. *Entyloma Catabrosae* Johans., auf *Catabrosa aquatica* in Island damit identisch sind, bleibt zu entscheiden.

4. *Entyloma catenulatum* Rostr., in grauen Blattflecken von *Aira caespitosa* in Dänemark.

Auf Carex.

5. *Entyloma caricinum* Rostr., auf Blättern von *Carex rigida* in Grönland.

Auf Narthecium.

6. *Entyloma Ossifragi* Rostr., auf Blättern von *Narthecium ossifragum* in Dänemark.

Auf Spinacia.

7. *Entyloma Ellisii* Halst., auf *Spinacia oleracea* in Nordamerika.

Auf Ranunculus.

8. *Entyloma Ungerianum* de By. (*Protomyces microsporus* Ung.), lebt in den Blättern und Blattstielen von *Ranunculus repens* und *bulbosus* und verursacht bleiche, buckel- oder schwielenförmige Auftreibungen, in deren Zellen das Chlorophyll verschwindet, und welche, noch ehe das Blatt seine normale Lebensdauer vollendet hat, eintrocknen, braun und

¹⁾ Cohn's Beitr. z. Biologie der Pfl. II. 1877. pag. 349 ff. — Untersuchungen über diese Pilze lieferte auch Fischer v. Waldheim, Bull. de la soc. des sc. nat. de Moscou 1877. No. 2, und Ann. des sc. nat. 6 ser. T. IV. pag. 190 ff.

bröckelig werden. Die Sporen sind 0,012—0,021 mm, fast farblos, mit höckeriger Oberfläche. De Bary (l. c.) hat gesunde Blätter durch keimende Sporen infiziert, die Keimschläuche durch die Spaltöffnungen eindringen und darnach die Krankheit an den infizierten Blattstellen eintreten sehen. Conidienbildung fehlt.

9. *Entyloma verruculosum* Passer., in Blättern von *Ranunculus lanuginosus* auf *Ranunculus lanuginosus*. von vorigem durch 0,010—0,015 mm große, warzige, blaß-bräunliche Sporen unterschieden.

10. *Entyloma Ranunculi* Schröt., auf *Ranunculus Ficaria*, auri-comus, sceleratus, acer, durch glatte Sporen und kleine, nicht geschwollene Flecken mit Conidienrasen von *Entyloma Ungerianum* verschieden. Marshall Ward¹⁾ infizierte *Ranunculus Ficaria* durch die Conidien und erhielt nach 13 bis 19 Tagen die charakteristischen frankten Blattflecken. Dabei zeigte sich eine leichtere Infizierbarkeit solcher Pflanzen, die in einem schattigen, feuchten Graben gewachsen waren, gegenüber solchen von trockenen, freien Plätzen. Die bekannte Änderung der anatomischen Struktur der Schattenpflanzen, insbesondere die größere Zahl und größere Weite der Spaltöffnungen derselben führt der genannte Forscher zur Erklärung jener Thatsache an.

11. *Entyloma Winteri* Link., auf den Blättern von *Delphinium elatum* auf *Delphinium elatum* in Transylvanien.

12. *Entyloma Thalictri* Schröt., auf Blättern von *Thalictrum* in Schlesien.

13. *Entyloma Menispermii* Farl. et Trel., auf *Menispermum canadensis* auf *Menispermum* in Nordamerika.

14. *Entyloma fuscum* Schröt., in anfangs weißen, später schwarz werdenden, meist rot gesäumten Blattflecken von *Papaver Rhoeas* und *Argemone* auf *Papaver*.

15. *Entyloma bicolor* Zopf, in oberseits braunen, unterseits grau-weißen Flecken von *Papaver Rhoeas* und *dubium*, vielleicht mit dem vorigen identisch auf *Papaver*.

16. *Entyloma Glaucii* Dang., auf *Glaucium* auf *Glaucium*.

17. *Entyloma Corydalis* de By., in den Blättern von *Corydalis cava* und *solida*, mit dem auf *Calendula* fast in allen Stücken übereinstimmend auf *Corydalis*.

18. *Entyloma Helosciadii* Magn., auf Blättern von *Helosciadium nodiflorum* auf *Helosciadium*.

19. *Entyloma Eryngii* de By. (*Physoderma Eryngii* Corda), auf *Eryngium* auf *Eryngium*, zeigt in allen Stücken die größte Ähnlichkeit mit *Entyloma Ungerianum*.

20. *Entyloma Chrysosplenii* Schröt., in gelblichweißen, flachen runden Flecken der Blätter von *Chrysosplenium alternifolium* auf *Chrysosplenium*.

21. *Entyloma canescens* Schröt., mit glatten Sporen und meist mit weißen Conidienrasen, auf braunen Blattflecken von *Myosotis*-Arten auf *Myosotis*. von Schröter (l. c.) gefunden.

22. *Entyloma serotinum* Schröt., vom vorigen kaum verschieden, nach Schröter in frankten Blattflecken von *Borrago officinalis*, und auf *Borrago*.

¹⁾ Philos. Transactions of the roy. soc. of London 1881, pag. 173.

²⁾ De Bary, Beitr. z. Morphol. d. Pilze I. Frankfurt 1864, pag. 22. Taf. II, Fig. 11.

Symphytum officinale. In einzelnen Gärten um Graz ist 1891 *Borrage* ganz unverwendbar durch diesen Parasiten geworden¹⁾. Damit wahrscheinlich identisch ist einer von mir auf *Pulmonaria officinalis* gefundener Pilz, der die Blätter in großen, braunen, bröckelig zerfallenden, nicht angeschwollenen Flecken verdirbt.

Auf *Limosella*.

23. *Entyloma Limosellae Winter* (*Protomyces Limosellae Kze.*) bildet kleine, warzenartige Pünktchen in der Blattsubstanz von *Limosella aquatica*.

Auf *Linariae*.

24. *Entyloma Linariae Schröt.*, in den Blättern von *Linaria vulgaris*, flache, weißliche Flecken bildend.

Auf *Calendula*.

25. *Entyloma Calendulae de By.*, mit glatten Sporen, bringt auf den Blättern von *Calendula officinalis* nicht angeschwollene, unregelmäßig zerstreute, meist runde Flecken hervor, welche undurchsichtig, erst bleich, dann braun sind, zuletzt trocken werden und zerbröckeln.

Auf *Pieris*.

26. *Entyloma Pieridis Rostr.*, bildet graubräunliche flache Flecken in den Blättern von *Pieris hieracioides*.

Auf *Stenactis*.

27. *Entyloma Fischeri Thümen*, in den Blüten von *Stenactis bellidiflora* fast flache, blaß gelbgrüne, später braungrüne Flecken bildend.

Auf *Matricaria*
etc.

28. *Entyloma Matricariae Rostr.*, auf Blättern von *Matricaria* und *Tripleurospermum* in Schweden.

Auf *Aster*.

29. *Entyloma Compositarum Farl.*, auf *Aster puniceus* in Nordamerika.

Auf *Rhagadiolus*.

30. *Entyloma Rhagadioli Pass.*, auf Blättern von *Rhagadiolus stellatus* in Italien.

Auf *Lobelin*.

31. *Entyloma Lobeliae Farl.*, auf Blättern von *Lobelia inflata* in Nordamerika.

II. Doassansia Cornu.

Doassansia

Die Sporen sind zu einem fruchtartigen Körper vereinigt, der in den Atemhöhlen der befallenen Blätter sitzt und aus einer braunen Hülle palisadenförmiger dickwandiger Zellen und aus einer vielzelligen Sporenmasse besteht; die Sporen feinen unter Durchbrechung der Hülle mit Keimschläuchen, welche an der Spitze ähnlich wie *Tilletia* Sporidien bilden²⁾. Das Blattgewebe wird nicht zerstört, sondern zeigt nur bräunliche, rundliche Flecken, welche mit winzigen schwarzen Pusteln, den Sporenkörnern, übersät sind.

1. *Doassansia Alismatis Fr.* (*Perisporium Alismatis Fr.*, *Dothidea Alismatis Lasch.*), auf den Blättern von *Alisma Plantago*.

2. *Doassansia Sagittariae (Fuckel)* (*Physoderma S. Fuckel*), auf den Blättern von *Sagittaria*.

3. *Doassansia Farlowii Cornu*, auf den Früchten von *Potamogeton*.

4. *Doassansia Martionoffiana Schröt.*, in Blättern und Früchten von *Potamogeton* in Sibirien.

5. *Doassansia Niesslii de Toni* (*Doassansia punctiformis Schröt.*), in Blättern von *Butomus umbellatus*.

¹⁾ Jahresbericht des Sonderausschusses f. Pflanzenschutz, Jahrb. d. deutsch. Landw.-Ges. 1891, pag. 221.

²⁾ Vergl. Fisch, Berichte der deutsch. bot. Ges. 1984, pag. 405.

6. *Doassansia Hottoniae de Toni* (*Entyloma Hottoniae Rostr.*), in Blättern von *Hottonia* in Dänemark.

7. *Doassansia Comari Berk. et de Toni*, in Blättern von *Comarum palustre* in England.

III. *Rhamphospora Cunningh.*

Die Sporen entstehen ebenfalls zahlreich in den Atemhöhlen, Rhamphospora sind aber isoliert, farblos und bilden bei der Keimung einen Keimschlauch, der an der Spitze ein Köpfchen von 4 bis 6 Zweigen bekommt, deren jeder am Ende 2 bis 3 kleine Sterigmen trägt, auf denen sich je ein langes dünnes Sporidium entwickelt; diese kopulieren ähnlich wie *Tilletia* und *Entyloma*. Die Gattung ist wahrscheinlich der vorigen nahe verwandt.

Rhamphospora Nymphaeae Cunningh., auf der Oberseite der Blätter von *Nymphaea lotus*, *stellata* und *rubra* hellgelbe Flecken bildend, von Cunningham¹⁾ in Indien beobachtet.

IV. *Entorhiza Weber.*

Die Sporen sind einzellig, bilden aber keine pulverförmige Masse, Entorhiza. sondern sitzen einzeln endständig an schraubig gewundenen Fäden, welche innerhalb der Nährzellen in Wurzelverdickungen wachsen. Bei der Keimung bildet sich ein Promycelium mit einer endständigen Sporidie²⁾.

Entorhiza cypericola Weber (*Schinzia c. Magn.*), in den Wurzeln von *Cyperus flavescens* und *Juncus bufonius*, eine ca. 3 mm dicke Anschwellung an der Spitze der Wurzel bildend. Das Mycelium sitzt in Form von Hyphenbüscheln in den Wurzelrindenzellen, welche radial zur Wurzelaxe gestreckt sind, und bildet schraubig gewundene Zweige, an denen die 0,017—0,020 mm großen, warzigen, gelben Sporen entstehen.

Magnus³⁾ unterscheidet den Pilz in *Juncus bufonius* als besondere Art *Schinzia Aschersoniana* sowie eine dritte Art, *Schinzia Casparyana* auf *Juncus Tenageia*, Lagerheim⁴⁾ eine vierte Art *Entorhiza digitata* in den Wurzeln von *Juncus articulatus*.

8. Kapitel.

Rostpilze (Uredinaceen) als Ursache der Rostkrankheiten.

Mit dem Kollektivnamen Rost bezeichnen wir diejenigen Krank- Begriff und
heiten, welche durch Pilze aus der Familie der Rostpilze (Uredinaceen), Symptome der
Rostkrankheiten.

¹⁾ Refer. in Just, botan. Jahresber. für 1888. I, pag. 318.

²⁾ Vergl. Weber, über den Pilz der Wurzelanschwellungen von *Juncus bufonius*. Botan. Zeitg. 1884, pag. 369.

³⁾ Berichte d. deutsch. bot. Ges. 1888, pag. 100.

⁴⁾ Hedwigia 1888, pag. 261.

Äcidiumyceten oder Äcidaceen verursacht wird. Es giebt eine große Anzahl von Rostpilzen, welche an den verschiedensten Pflanzen aus den Abteilungen Gefäßkryptogamen und Phanerogamen vorkommen. Sie haben folgende charakteristische Merkmale. Die Rostpilze sind endophyte Parasiten, welche oberirdische Pflanzenteile, vorwiegend Stengel und Laubblätter bewohnen. Ihr Mycelium besteht aus septierten und verzweigten Fäden, die zwischen den Zellen der Nährpflanze wachsen und bald den ganzen oberirdischen Pflanzentkörper, bald nur gewisse Teile, manchmal sogar nur kleine Stellen derselben durchziehen. An denselben Stellen werden die Sporenlager des Pilzes erzeugt. Dieselben stellen kleine, meist zahlreiche Sporenhäufchen von lebhafter Farbe, gelb, feuerrot, rostrot, braun oder schwarz, dar, welche stets an der Oberfläche des Pflanzenteiles sich befinden und also etwa wie ein Ausschlag an der Pflanze erscheinen. Ihre Entstehung erfolgt nämlich immer entweder unmittelbar unter der Epidermis, die dann oft durchbrochen wird, oder innerhalb der Epidermiszellen. An den Sporenlagern kommen die Mycelfäden des Pilzes in großer Zahl zusammen und treiben nach außen hin dicht beisammenstehende kurze Zweige, deren Spitzen sich unmittelbar in Sporen umbilden. Zu den wichtigsten Charakteren der Rostpilze gehört nun die Beschaffenheit dieser Sporen und ihres Keimungsproduktes. Hinsichtlich der Entwicklung dieser Pilze treten uns aber sehr mannigfaltige Verhältnisse entgegen, welche keineswegs unter ein und dasselbe Schema zu bringen sind, sondern einzeln für sich erläutert werden müssen. Der Entwicklungsengang der Rostpilze ist für die genaue Kenntnis der Rostkrankheiten die allerwichtigste Grundlage. Es soll daher hier auch zunächst im allgemeinen eine Darstellung der verschiedenen Entwicklungsformen, die unter den Rostpilzen überhaupt bekannt sind, gegeben werden. Indem wir dabei von den einfachsten Verhältnissen ausgehen, wird zugleich dasjenige klar hervortreten, was bei allen diesen Verschiedenheiten das Gleichbleibende und somit allen Rostpilzen Gemeinsame ist.

Entwicklungs-
formen der
Rostpilze.

Bei den Rostpilzen bildet das parasitisch wachsende Mycelium auf der Nährpflanze wenigstens eine Art von Sporen, welche hier den Namen Teleutosporen führen. Diese kommen also bei allen Uredineen vor und liefern daher auch die Charaktere, nach welchen man diese Pilze in Gattungen einteilt, indem auf die verschiedene Form der Teleutosporen die Merkmale der Gattungen und also auch unsere unten befolgte Einteilung begründet sind. Die Teleutosporen werden immer in großer Anzahl beisammen, in Form kleiner, an der Oberfläche der Pflanzenteile erscheinender Lager gebildet. Sie sind nach dem mykologischen Sprachgebrauch als Chlamydosporen zu charakterisieren, weil sie unmittelbar von Myceliumsfäden erzeugt werden und weil aus ihnen bei der Keimung direkt eigentümliche Fruchtträger hervorgehen. Sie sind also das Analogon der Sporen der Brandpilze, die

wir ebenfalls als Chlamydo-sporen charakterisiert haben. Auch physiologisch stimmen sie mit denselben überein, indem sie meist die Bedeutung von Dauer- oder Wintersporen haben: sie besitzen eine dicke, meist braune bis schwarzbraune, sehr widerstandsfähige Haut und überdauern, auf den toten Pflanzenteilen sitzend bleibend, den Winter, worauf sie im Frühlinge keimen.

Ihr Keimungsprodukt ist ein Promycelium mit Sporidien ganz ähnlich dem gleichnamigen Keimungsprodukt der Chlamydo-sporen der Brandpilze. Das Promycelium stellt auch hier einen kurzen, durch Querswände gegliederten Schlauch dar, dessen Gliederzellen auf kurzen Seitenästchen (Sterigmen) je ein Sporidium abspinnen (Fig. 25). Aus den Sporidien, welche so gleich keimfähig sind, entwickelt sich im Frühling der parasitische Pilz auf der Nährpflanze von neuem. In diesen Punkten stimmen alle Uredinaceen überein. Es kommen nun aber folgende verschiedene Formen des Entwicklungsganges vor.

1. Eine Anzahl Rostpilze bildet überhaupt nur diese Teleutosporen auf der Nährpflanze und die ganze Entwicklung vollzieht sich nur in der soeben beschriebenen Weise.

Der Entwicklungsgang ist also hier der allereinfachste. So verhalten sich z. B. *Puccinia Malvacearum*, *P. Caryophyllaeum*, *Chrysomyxa abietis* u. a.

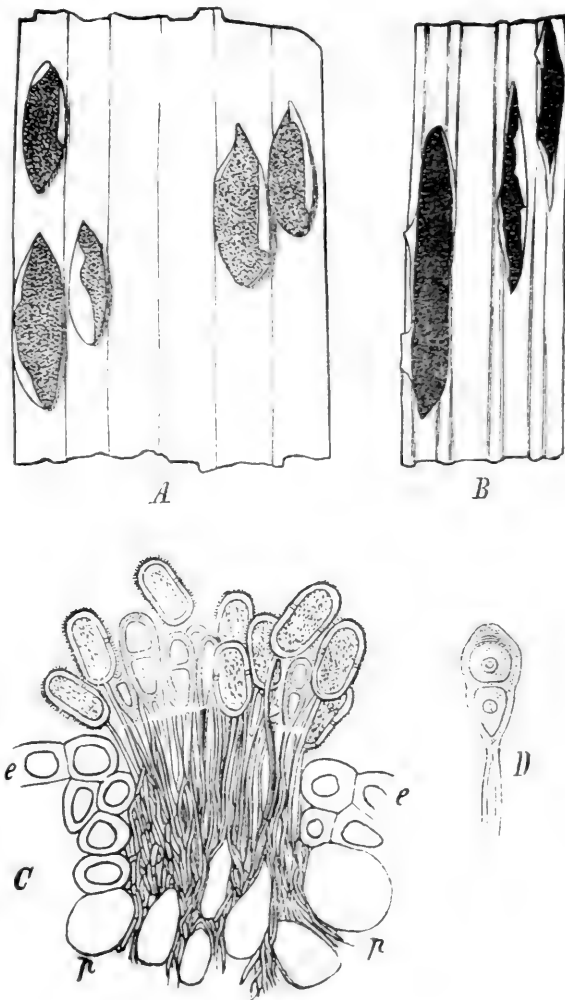


Fig. 24.

Der gemeine Getreiderost (*Puccinia graminis Pers.*) A Ein Stückchen Roggenblatt mit mehreren hervorbrechenden roten Häufchen von Uredosporen. Schwach vergrößert. B Ein Stückchen Roggenblattscheide mit mehreren hervorbrechenden schwarzen Teleutosporenhäufchen. Schwach vergrößert. C Durchschnitt durch ein Sporenhäufchen, zeigt die Abschnürung der Uredosporen. In der Mitte sind bereits einige junge Teleutosporen zu sehen, welche später allein das Häufchen bilden. ee Epidermis; pp Parenchymzellen, zwischen denen die Fäden des Pilzmyceliums, welche gegen das Sporenlager hin laufen. 200fach vergrößert. D Eine Teleutospore aus den reifen Häufchen in B. 300fach vergrößert.

Rostpilze, die nur Teleutosporen besitzen.

Rostpilze mit
Uredosporen

2. Bei einigen Rostpilzen werden auf der Nährpflanze, bevor die Teleutosporen zum Vorschein kommen, sog. Uredosporen oder Sommersporen erzeugt. Sie entstehen ebenfalls in kleinen nackten Häufchen, durch Abschnürung auf kurzen Myceliumzweigen, von denen sie sich sogleich abgliedern

und abfallen (Fig. 24). Sie sind sofort nach ihrer Reife keimfähig und erzeugen in derselben Vegetationsperiode den Pilz von neuem. Die Vermehrung der Rostpilze im Sommer wird namentlich durch diese Sporen bewerkstelligt. Letztere können daher mit den Conidien anderer Pilze verglichen werden. Die Uredosporen sind meist durch lebhaft rote oder gelbe Farbe ausgezeichnet, indem sie in ihrem Protoplasma einen Fettfarbstoff von entsprechender Farbe in Form kleiner Öltröpfchen enthalten.

3. Bei vielen Uredinaceen endlich ist noch ein besonderer Entwicklungszustand vorhanden, welcher mit der die Teleutosporen, beziehentlich die Uredo- und Teleutosporen tragenden Generation regelmäßig abwechselt. Es tritt also hier ein wirklicher Generationswechsel ein. Diese eingeschaltete Generation nennt man generell das Acidium. Wo dasselbe auftritt, erscheint es als die erste Generation, welche im Frühjahr von den Sporidien erzeugt wird. Das Acidium ist ebenfalls ein parasitärer Myce-

Generations-
wechselnde
Rostpilze.

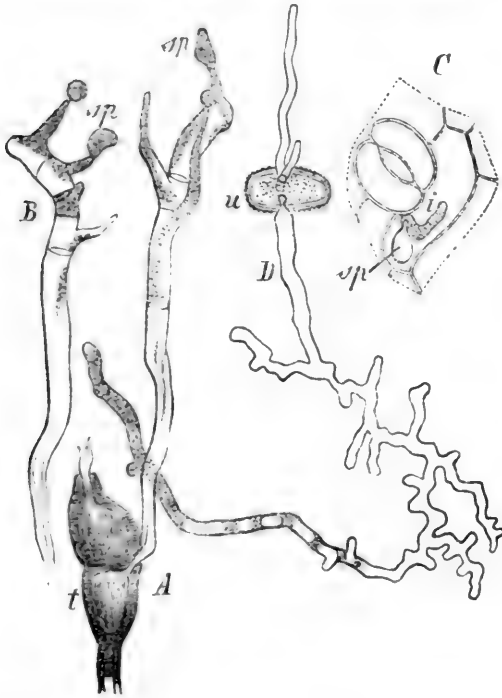


Fig. 25.

Puccinia graminis Pers. A und B Keimung einer Teleutospore *t* mit Bildung des Promyceliums, welches bei *sp* Sporidien abschnürt. C Keimung eines Sporidiums *sp* auf dem Blatte von Berberis (Stück abgezogener Epidermis mit einer Spaltöffnung), *t* das durch die Epidermiszelle eingedrungene Stück des Keimschlauches. D Keimung einer Uredospore *u* mit zwei langen verzweigten Keimschläuchen. Nach de Bary.

liumzustand mit eigentümlicher Fruchtbildung. Die letztere stellt kleine Früchte dar, welche häufig von einer eigenen hautartigen Hülle umgeben sind; im Grunde derselben befinden sich dicht beisammenstehende, kurz cylindrische Zellen, auf welchen durch wiederholte Abschnürung reihenweis übereinanderstehende Sporen abgegliedert werden, welche wie die Uredosporen lebhaft gelb oder rotgelb gefärbt sind. Früher galten diese Acidienzustände für selbständige Pilze; Gattungsnamen wie *Aecidium*, *Roestelia*, *Peridermium*, *Cacoma* beziehen sich auf diese Bildungen. Konstant kommen in Begleitung dieser Acidienfrüchte Spermogonien vor, kleine kapselartige Behälter, welche massenhaft sehr kleine, sporenähnliche Zellchen, die Spermarien enthalten, beide in jeder Beziehung den gleichnamigen Organen der *Aecomyceten* gleichend; sie stehen zwischen oder im Umkreise der Acidien-

früchte, oder auf derjenigen Seite der vom Pilze bewohnten Blattstelle, welche der mit den Acidienfrüchten besetzten gegenüberliegt, und erscheinen früher, bevor die Acidienfrüchte reif sind (Fig. 26). Welche Bedeutung sie bei der Entwicklung der letzteren haben, ist noch unbekannt. Die Acidiosporen sind

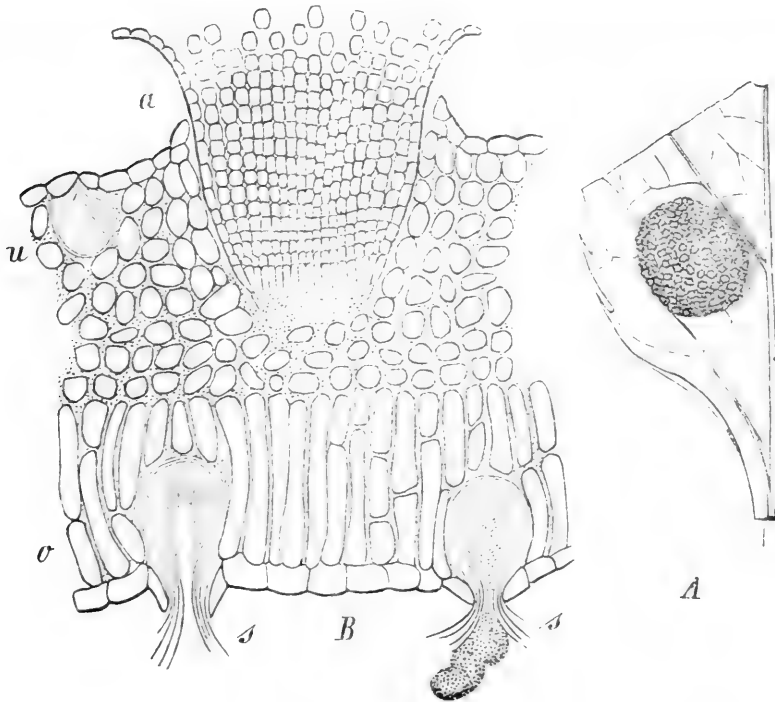


Fig. 26.

Das Aecidium der Verberize. A Ein Blattstück von der Unterseite gesehen, mit einem Polster, auf welchem zahlreiche Früchtchen sitzen, wenig vergrößert. B vergrößerter Durchschnitt durch ein solches Polster und durch einen hervor- gebrochenen Aecidium-Becher a mit den zahlreichen in Reihen abgeknürten Sporen und zwei Spermatogonien ss, deren eins seine Spermatien als eine Schleimmasse ausstößt; o die Oberseite, u die Unterseite des Blattes. Zwischen den Zellen des sehr stark entwickelten Parenchyms des Polsters ist das Mycelium überall verbreitet.

meist sogleich nach der Reife keimfähig; ihre Keimschläuche dringen wieder in eine Nährpflanze ein und erzeugen auch hier ein parasitisches Mycelium, welches nun aber nicht wieder dem Aecidiumzustande gleicht, sondern andre Fruktifikationen, nämlich die Teleutosporen, eventuell zusammen mit den Vorläufern derselben, den Uredosporen, hervorbringt. Hinsichtlich des Auftretens der Aecidiengeneration besteht nun ein doppeltes Verhalten. Entweder kommt diese auf der nämlichen Nährpflanzenpezies zur Entwicklung, welche auch die zweite Generation, die Uredo- und Teleutosporen, trägt. Oder aber der Pilz benutzt dazu eine ganz andre Nährpflanze, so daß also mit dem Generationswechsel auch ein Wirtswechsel verbunden ist, und die Acidiosporen dann erst wieder auf die ursprüngliche Nährpflanzenpezies zurückkehren. Nach de Bary nennt man jene Rostpilze autöcische, diese heteröcische. Viele Acidien solcher heteröcischer Rostpilze sind bereits mit den zugehörigen Uredo- und Teleutosporenpilzen auf Grund gelungener

Infektionsversuche in Zusammenhang gebracht worden. Von manchen aber ist bis jetzt eine Zugehörigkeit noch nicht ermittelt worden; wir führen diese am Schlusse der Rostpilze für sich besonders auf.

Bezüglich des Zusammenhanges der heteröcischen Rostpilze mit Acidien auf andern Nährpflanzen sind jedoch unsre Ansichten noch keineswegs geklärt. Als die ersten Entdeckungen darüber gemacht worden waren, kamen die Mykologen wohl einstimmig zu der Annahme, daß jedem heteröcischen Rostpilze immer ein bestimmtes Acidium einer bestimmten andern Nährpflanze zugehöre und umgekehrt. In der neueren Zeit sind nun eine Menge Übertragungsversuche mit den verschiedensten Rostpilzen und Acidien gemacht worden, um diese theoretisch vermuteten festen Beziehungen herauszufinden. Dabei ist man aber vielfach zu sehr unerwarteten Resultaten gekommen, indem von verschiedenen Forschern aus einem und demselben Rostpilze Acidien auf verschiedenen Nährpflanzen, und umgekehrt aus anscheinend einer und derselben Acidiumform Rostpilze auf verschiedenen Nährpflanzen gezogen werden konnten, bisweilen so, daß ein und derselbe Pilz in der einen Gegend diese, in einer andern eine andre heteröcische Form erzeugt. Diese Beobachtungen lassen nun eine zweifache Erklärung zu. Die Einen, die starr an der alten schulgerechten Theorie festhalten, trennen einen und denselben Rostpilz in so viel verschiedene Arten, als er Acidien liefert, auch wenn die Teleutosporen gar keine morphologischen Unterschiede darbieten sollten, während eine andre, augenscheinlich natürlichere Erklärung annimmt, daß die Acidien überhaupt in keiner so festen Beziehung, als man bisher glaubte, zu den Teleutosporen-Arten stehen, sondern daß sie mehr fakultativ sich bilden und oft je nach Gewohnheit, wie es das Vorkommen der Pflanzen in den verschiedenen Gegenden mit sich bringt, bald auf dieser bald auf jener Nährpflanze, was natürlich nicht ausschließt, daß bei andern Rostpilzen sich eine ganz feste Beziehung zu einem und demselben Acidium gebildet hat. Nach der letzteren Ansicht würde man einem Acidium nicht ohne weiteres seine Angehörigkeit ansehen können; es würden verschiedene Rostpilze in dem gleichen Gewande eines und desselben Acidiums auftreten können, wenn sie dieselbe Wirtspflanze für ihre Zwischengeneration sich auswählen. In der That giebt es im allgemeinen auf einer und derselben Nährpflanze immer nur eine einzige Acidiumform, während von Teleutosporen, also von Rostpilzarten, mehrere auf einer und derselben Nährpflanze vorkommen können. Welche dieser Ansichten die richtige ist, läßt sich jetzt noch nicht beantworten. Die Lehre von den Rostpilzen ist also gegenwärtig noch keineswegs abgeschlossen, und wir können daher auch nur objektiv alle Beirunde über Beziehungen heteröcischer Rostpilze im folgenden registrieren.

Perennierende
Rostpilze.

Außer dem Entwicklungsgang ist aber auch die Lebensdauer des parasitischen Myceliums in der Nährpflanze für die Kenntnis der einzelnen Rostpilze von Wichtigkeit. Bei den meisten durchlebt dasselbe nur eine Vegetationsperiode gleich den Pflanzenteilen, in welchen es sich angesiedelt hat, und es bleiben nur die Teleutosporen auf den abgestorbenen Pflanzenteilen über lebensfähig zurück. Es giebt aber auch Rostpilze, deren Mycelium in perennierenden Pflanzenteilen viele Jahre lang am Leben bleibt und alljährlich von neuem Sporen zur Entwicklung bringt. Solche Pflanzen bleiben also viele Jahre mit der Rostkrankheit befallen; besonders sind es Holzpflanzen, in deren Ästen oder Stämmen solche perennierende Uredinaceen vorkommen.

Die pathologischen Veränderungen, welche durch Rostpilze hervor- ^{Wirkungen der}
 gerufen werden, sind zweierlei Art. Die Zellen, mit denen die Hyphen ^{Rostpilze auf}
 des Myceliums in Berührung kommen, zeigen entweder alle Symptome ^{die Nährpflanzen}
 der Auszehrung, wie sie oben pag. 8 charakterisiert worden sind. Der
 befallene Pflanzenteil zeigt dann Veränderung der grünen Farbe in
 Gelb und vorzeitiges Verwelken und Absterben. Die durch die hervor-
 brechenden Sporenhäufchen verursachten zahlreichen Verletzungen der
 Epidermis beschleunigen die schädliche Wirkung. Die andre Art der Ein-
 wirkung ist eine Hypertrophie, eine Gallenbildung (S. 9): die Zellen des
 befallenen Gewebes wachsen stärker und vermehren sich durch Teilung
 oft in sehr hohem Grade, erfüllen sich dabei wohl auch noch überdies
 ungewöhnlich reich mit Stärkekörnern, die neues Material zu weiterem
 Wachstum liefern. Der Pflanzenteil bekommt infolgedessen eine ab-
 norme Gestalt, die je nach den einzelnen Fällen von großer Mannig-
 faltigkeit sein kann: bald ist nur ein einzelnes Organ oder ein Teil
 eines solchen zu einer Mißbildung von unbestimmter, wechselnder Form
 und Größe geworden, bald handelt es sich um einen Sproß, der in
 seiner Totalität eine regelmäßige, charakteristische Formwandlung er-
 leidet, durch die er einen völlig fremdartigen Habitus annehmen kann.
 Der Pilz reißt seine Sporen zu der Zeit, wo die von ihm hervor-
 gerufene Deformation den Höhepunkt ihrer Entwicklung erreicht hat
 und in voller Lebenshätigkeit sich befindet. Wenn aber dann der
 Parasit zu leben aufhört, so stirbt mit ihm auch der ihn bergende Teil
 der Nährpflanze, mögen dies nur begrenzte hypertrophische Stellen
 eines Blattes, mag es ein Blütenstand oder eine Frucht, mag es ein
 ganzer Sproß sein u. Also sind auch in diesem Falle die vom
 Schmarotzer bewohnten Organe dem Dienste ihrer Pflanze entzogen, sie
 verderben vorzeitig, ohne ihre normalen Funktionen verrichtet zu haben;
 und der ungewöhnlich große Verbrauch organischen Materials, welcher
 zur Bildung dieser Hypertrophien erforderlich ist, ist ein um so größerer
 Verlust für die Pflanze.

Die Entwicklung der Rostpilze, insbesondere die Keimung der ^{Einfluß äußerer}
 Sporen und das Eindringen der Keime in die Nährpflanze, wird durch ^{Umstände.}
 reichliche und dauernde Feuchtigkeit der Umgebung im hohen Grade
 begünstigt, weshalb das Auftreten und Umsichgreifen der Rostkrankheiten
 unter sonst gleichen Umständen durch Feuchtigkeit mächtig gefördert
 wird. Die Häufigkeit dieser Krankheiten in nassen Sommern, an
 feuchten Orten, wo wegen des Wasserreichtums des Bodens oder wegen
 eingeschlossener Lage zwischen Wald oder in Thälern der Gebirge u.
 Gelegenheit zu steter Nebel- und Taubildung gegeben ist, bestätigt das
 Gesagte. Indessen soll damit nicht behauptet sein, daß trockene

Witterung vor Rost schützt; denn z. B. der Getreiderost ist selbst in trockenen Jahren zu finden; es ist immer so viel Feuchtigkeit vorhanden, um den Sporen dieser Pilze Keimung und Eindringen in die Nährpflanze zu ermöglichen. Sind sie aber einmal in die letztere eingewandert, so haben sie in dieser eine gesicherte Entwicklung und sind dann von äußeren Verhältnissen ziemlich unabhängig.

Bekämpfung der
Rostkrankheiten
im Allgemeinen.

Die Maßregeln zur Bekämpfung der Rostkrankheiten müssen begründet werden in erster Linie auf die Entwicklungsweise, die jedem Rostpilze, wie im Vorhergehenden angedeutet wurde, eigen ist. Im allgemeinen also möglichste Beseitigung der Sporen, besonders der Teleutosporen, also derjenigen Pflanzenteile, auf welchen diese sich gebildet haben, sowie Fernhaltung oder Ausrottung derjenigen Nährpflanze, auf welcher sich bei Heteröcie die eine Generation entwickeln muß. Außerdem sind in der Behandlung des Bodens, in der Auswahl der Lage, in der Methode der Kultur möglichst alle diejenigen Maßregeln zu befolgen, welche ein Übermaß von Feuchtigkeit in und über dem Boden verhüten. Die speziellen Vorschriften haben sich selbstverständlich nach den jeweiligen Verhältnissen, die bei den einzelnen Rostkrankheiten in Betracht kommen, zu richten. Auch hat sich mehrfach in der auffallendsten Weise die Thatsache bemerkbar gemacht, daß die einzelnen Sorten derselben Kulturspezies in sehr ungleicher Weise von Rostpilzen befallen werden, so daß also in der Auswahl gegen Rost widerstandsfähiger Sorten ein wichtiges Hilfsmittel gegeben sein kann.

Historisches.

Der Rost des Getreides war schon im Altertum bekannt, den Griechen unter dem Namen *ῥοσίζη*, den Römern als *rubigo* oder *robigo*. Die letzteren verehrten eine besondere Gottheit, *Robigo* oder *Robigus*, die sie durch Opfer und Feste, die sogenannten *Robigalien*, welche jährlich am 25. April gefeiert wurden, zur Abwendung der Krankheit geneigt zu machen suchten. Von der Natur des Rostes wußte man bis in den Anfang unseres Jahrhunderts nichts. Man hielt ihn für eine krankhafte Bildung der Pflanze, hervorgerufen durch ungünstige äußere, besonders Witterungseinflüsse. Persoon¹⁾ zählte diese Bildungen zum ersten Male 1801 unter den Pilzen auf. Damals herrschte aber unter den Botanikern die Meinung, daß diese Pilze nicht fortpflanzungsfähig seien, vielmehr durch spontane Zeugung aus den schon krankhaft veränderten Teilen der Nährpflanze sich bildeten. Unger²⁾, sowie nach ihm noch Meyen³⁾, behaupten, daß die Bildung der Sporen der Uredineen aus einer schleimigen Substanz geschehe, welche auf der äußeren Oberfläche der erkrankten Zellen abgeschieden werde und die Interzellulargänge erfülle; sie haben offenbar das Mycelium gesehen, aber

¹⁾ *Synopsis methodica fungorum*. Göttingen 1801, pag. 225.

²⁾ *Die Exantheme* etc. 1833.

³⁾ *Pflanzenpathologie*. 1841, pag. 131.

nicht richtig erkannt. Erst Tulasne¹⁾ hat diese Parasiten genauer erforscht, von vielen Gattungen die Zusammengehörigkeit von Uredo- und Teleutosporen nachgewiesen und die Keimfähigkeit und Art der Keimung der Sporen kennen gelehrt. Der Entwicklungsengang der generationswechselnden Uredineen ist zuerst durch de Bary²⁾ an den wirtswechselnden Puccinia-Arten des Getreides aufgeklärt worden. In der Folge hat man noch von vielen andern Uredinaceen die Entwicklung erforscht, und es sind dadurch bereits zahlreiche generations- und auch wirtswechselnde Rostpilze, aber auch viele von einfacherem Entwicklungs gange bekannt geworden.

I. Uromyces Link.

Die Teleutosporen sind einzellig, hell- bis dunkelbraun, meist mit mehr oder weniger deutlicher, farbloser Stielzelle, unter sich nicht verwachsen, leicht abfallend, daher meist mehr oder weniger locker pulverige Häufchen bildend. Uromyces.

A. Lepturomyces.

Nur Teleutosporen werden gebildet; dieselben keimen sogleich nach der Reife. Lepturomyces.

1. *Uromyces pallidus* Niessl, auf *Cytisus hirsutus* und *prostratus*, Auf *Cytisus*. Sporenlager halbfugelig polsterförmig, blaßbraun, auf oberseits bleichen Flecken der Blätter.

B. Micruromyces.

Nur Teleutosporen werden gebildet, in locker pulverförmigen Häufchen; Micruromyces. sie keimen erst nach späterer Zeit.

2. *Uromyces Gageae* Beck (*Uromyces Ornithogali* Lévl.), auf den Auf *Gagea* und Blättern verschiedener Arten von *Gagea* und von *Ornithogalum umbellatum* *Ornithogalum*. polsterartig vorpringende, längliche, braune Sporenlager bildend.

3. *Uromyces Scillarum* Winter, auf *Scilla bifolia* und *Muscari*. Auf *Scilla* und Arten bleiche Blattflecken verursachend, auf denen die ründlichen Sporen- Muscari. häufchen mehr oder weniger freisförmig angeordnet sind.

4. *Uromyces Croci* Pass., auf *Crocus vernus*.

Auf *Crocus*.

5. *Uromyces Ficariae* Winter, auf *Ranunculus Ficaria* bleiche Auf *Ranunculus*. Blattstellen verursachend, welche an beiden Seiten Gruppen zahlreicher brauner Sporenhäufchen tragen; an den Blattstielen schwielentartige Verdickungen bewirkend.

6. *Uromyces Solidaginis* Niessl, auf den Blättern von *Solidago* Auf *Solidago*. *Virgaurea* unregelmäßige Gruppen von dunkelbraunen Sporenhäufchen bildend auf bleichen oder bräunlichen Flecken.

1) Mém. sur les Ustilaginées et les Uredinées. Ann. sc. nat. 3. sér. T. VII. und 4. sér. T. II.

2) Neue Untersuchungen über Uredineen. Monatsber. d. Berl. Akad. 1865. — Vergl. auch dessen Morphologie u. Physiologie der Pilze u. Leipzig 1866. pag. 184 ff; und neue Untersuchungen über Uredineen. Zweite Mitteilung. Monatsber. d. Berl. Akad. 19. April. 1866. — Recherches sur les champignons parasites. Ann. sc. nat. 4. sér. T. XX.

C. Hemiuromyces.

- Hemiuromyces.** Es werden nur Uredo- und Teleutosporen gebildet. Die Uredosporen sind hellbraun, seltener orangegegelb, feinstachelig.
- Auf Allium und Gagea.** 7. *Uromyces acutatus* *Fuckel*, auf *Allium sphaerocephalum*, *victoralis* und *Gagea pratensis* und *arvensis* in Deutschland und Sibirien.
- Auf Veratrum.** 8. *Uromyces Veratri* *Winter*, auf den Blättern von *Veratrum album* und *Lobelianum*.
- Auf Rumex.** 9. *Uromyces Rumicis* *Winter*, auf den Blättern von *Rumex maritimus*, *palustris*, *conglomeratus*, *obtusifolius*, *crispus*, *Patientia* *Hydro-lapathum*, *maximus*, *aquaticus*, *alpinus* etc. in kleinen, rundlichen Sporenhäufchen auf oft geröteten Blattflecken; die vom Pilze bewohnten Stellen bleiben oft nach der Entfärbung der Blätter allein noch länger grün.
- Auf Rumex alpinus.** 10. *Uromyces alpinus* *Schröt.*, auf den Blättern von *Rumex alpinus* in Schlesien.
- Auf Chenopodium und Schoberia.** 11. *Uromyces Chenopodii* *Schröt.*, auf Stengeln und Blättern von *Chenopodium fruticosum* und *Schoberia maritima* in Italien und Deutschland.
- Auf Dianthus etc.** 12. *Uromyces Dianthi* *Niessl* (*Uromyces caryophyllinus* *Schröt.*), auf *Dianthus Caryophyllus*, *superbus*, *prolifer* und auf *Gypsophila paniculata* kleine, rundliche oder längliche Sporenhäufchen bildend.
- Auf Lychnis etc.** 13. *Uromyces verruculosus* *Schröt.*, auf *Lychnis vespertina* und *Cucubalus baccifer* einzelne oder kreisförmig angeordnete Sporenhäufchen auf den Blättern, längliche Häufchen auf den Stengeln bildend. Teleutosporen feinwarzig.
- Auf Lychnis viscaria.** 14. *Uromyces cristatus* *Schröt. et Niessl.*, auf *Lychnis Viscaria* Teleutosporen mit länglichen, gebogenen Verdickungen.
- Auf Lepigonum.** 15. *Uromyces sparsus* *Winter*, auf *Lepigonum medium* rundliche oder elliptische, stark gewölbte Sporenlager bildet.
- Auf Euphorbia.** 16. *Uromyces scutellatus* *Lév.* [*Uromyces excavatus* (*DC.*) *Magnus*], auf *Euphorbia Cyparissias*, *Esula*, *Gerardiana*, *verrucosa* und andern Arten. Die befallenen Pflanzen verändern ihren Habitus, indem sie keine Blüten bringen, unverzweigt bleiben und mit lauter eirunden, kurzen Blättern dicht besetzt sind; die Unterseite der letzteren ist meist ganz bedeckt mit den runden Sporenhäufchen, welche bald wie runde, mit einem Loch sich öffnende Warzen, bald mehr wie flache Lager erscheinen und braune, staubige Häufchen von Teleutosporen darstellen; die Uredosporen sind meist nur spärlich den Teleutosporen beigemischt. Die Teleutosporen sind bald glatt, bald mit verschiedenartigen Verdickungen versehen.
- Auf Euphorbia exigua.** 17. *Uromyces tuberculatus* *Winter*, auf *Euphorbia exigua*, welche in keiner Weise im Habitus verändert wird, zerstreute, rundliche oder längliche Sporenlager bildend. Teleutosporen mit großen Warzen bedeckt.
- Auf Pistacia.** 18. *Uromyces Terebinthi* *Winter* (*Pileolaria Terebinthi* *Cast.*), auf den Blättern von *Pistacia Terebinthus* in Südeuropa. Die Teleutosporenlager sind schwärzlich-braune, rundliche Polster, ihre Sporen sind durch einen sehr langen, dauerhaften Stiel ausgezeichnet, rundlich linsenförmig, an der Einfügungsstelle des Stieles vertieft genabelt. Die Uredosporenlager haben hell rotbraune Farbe und werden von Spermogonien begleitet ¹⁾.

¹⁾ Vergl. Schröter in Cohn's Beitr. zur Biologie der. Pfl. III. Heft 5, pag. 75.

19. *Uromyces Alchemillae Winter*, auf den Alchemilla-Arten Auf Alchemilla. orangegelbe, gestreckte Uredohäufchen und braune Teleutosporenlager bildend. Die befallenen Blätter bleiben kleiner und haben längere Stiele.

20. Verschiedene *Uromyces*-Formen auf Leguminosen, welche darin übereinstimmen, daß sie kleine, rundliche oder unregelmäßige, oft zusammenfließende Häufchen von braunen Uredosporen und dunkelbraunen Teleutosporen bilden, aber kein Aecidium besitzen. Die wichtigeren Leguminosenroste haben Aecidien und gehören daher in die Gruppe E. Die hierher gehörigen sind von den Autoren als verschiedene Arten beschrieben worden und zwar als *Uromyces punctatus Schröt.*, auf *Astragalus glycyphyllus* und andern Arten (Fig 27), *Uromyces Cytisi Schröt.*, auf Arten von *Cytisus* und *Genista*, *Uromyces Oxytropidis Kunze*, auf *Oxytropis*-Arten, *Uromyces Anthyllidis Schröt.*, auf *Anthyllus vulneraria*, *Uromyces Ononidis Pass.* auf *Ononis*, *Uromyces Lupini Berk. et Curt.* auf *Lupinus luteus* und *albus*, *Uromyces striatus Schröt.* (3. Teil) auf *Lotus* und *Tetragonolobus*, *Uromyces Trigonellae Pass.* auf *Trigonella foenum graecum*. Die Unterschiede wurden auf die Beschaffenheit der Teleutosporen gegründet, welche mit verschiedenen großen Wörzchen punktiert, oft auch mit kurzen Zeilen bedeckt sind. Nach Winter¹⁾ sollen aber diese Bekleidungen variabel sein, und er vereinigt deshalb alle diese Formen in eine Art *Uromyces Genistae tinctoriae Winter*. Dagegen will Hariot²⁾ diese Formen zum Teil für specifisch selbständige angesehen wissen. Ein *Uromyces Glycyrrhizae Magn.*, wurde auf *Glycyrrhiza glabra* aus der alten Welt und auf *G. lepidota* aus Nordamerika durch Magnus³⁾ aufgefunden; derselbe weicht von den übrigen Papilionaceen-Rosten wesentlich dadurch ab, daß das Mycelium die ganzen Frühlingsprossen der Pflanze durchzieht und überall Uredohäufchen, jedoch ohne Spermogonien bildet.

D. *Uromycopsis*.

Uredosporen fehlen; es werden aber außer Teleutosporen auch Aecidien *Uromycopsis* gebildet.

21. *Uromyces Erythronis Winter*, auf *Lilium*-Arten, *Erythronium*, Auf Liliaceen. *Fritillaria Meleagris*, *Scilla bifolia* und *Allium Victorialis*, die Aecidien, *Caeoma Lillii Link*, oft mit den dunkelbraunen Teleutosporenlagern gemischt oder auch gesondert.

22. *Uromyces Behenis Winter*, auf *Silene inflata*, *Otites* und Auf Silene. andern Arten; Teleutosporenlager gesondert oder zwischen den Aecidien (*Aecidium Behenis DC.*, *Caeoma Lychnidearum Link*), welche auf bleichen, oft violett gehöhten Flecken stehen.

23. *Uromyces Aconiti Lycoctoni Winter*, auf *Aconitum Lycoc-* Auf Aconitum. *tonum* kleine, dunkelbraune Sporenhäufchen bildend; die Aecidien (*Acidium bifrons DC.*), auf gelben, verdickten Blattstellen.

24. *Uromyces minor Schröt.*, auf *Trifolium montanum* in Schlesien. Auf *Trifolium montanum*.

25. *Uromyces Hedysari obscuri Winter*, auf *Hedysarum obscu-* Auf *Hedysarum*. *rum*. Sporen dicht warzig, mit großer Papille am Scheitel. Verschieden

¹⁾ Rabenhorst's Kryptogamenflora. Die Pilze. I, 1. Leipzig 1892, pag. 147.

²⁾ Les Uromyces des Légumineuses. Revue Mycol. Januar 1892.

³⁾ Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. 1890, pag. 377.

ist *Uromyces Hasslinskii* *De Toni.*, auf *Hedysarum obscurum* in der Tatra durch den Mangel der Papille und sehr kleine Sporenhäufchen.

Auf *Primula*.

26. *Uromyces Primulae integrifoliae* *Winter*, auf *Primula Auricula* und andern Arten.

Auf *Verbascum*
etc.

27. *Uromyces Verbasci* *Niessl.* (*Uromyces Scrophulariae* *Berk. et Br.*), auf *Verbascum*-Arten, *Scrophularia nodosa* und *Rhinanthus major* kleine, braune Sporenhäufchen bildend; die oft mit den Aecidien vermischt sind.

Auf *Jasminum*.

28. *Uromyces Cunninghamianus* *Barclay*, auf *Jasminum grandiflorum* im Himalaya in Höhen zwischen 4000 und 5000 Fuß. Nach *Barclay*¹⁾ erzeugen die Sporidien der überwinterten Teleutosporen ein Mycelium, welches an Blättern und Stengeln junger Triebe starke Hypertrophien verursacht und Spermogonien und dann Aecidien hervorbringt. Später entstehen innerhalb der Aecidienbecher, die sich noch vergrößern, die Teleutosporen. Uredo fehlt. Die Aecidiumsporen haben die Rolle der fehlenden Uredosporen übernommen, denn sie keimen gleich nach der Reife und erzeugen wieder neue Aecidien, denen jedoch keine Spermogonien vorausgehen. Die neuen Aecidiumsporen erzeugen dann immer wieder neue Aecidien, in denen auch später Teleutosporen entstehen.

Auf *Phyteuma*.

29. *Uromyces Phyteumatum* *Winter*, auf *Phyteuma spicatum* und andern Arten, meist über das ganze Blatt verbreiteten Sporenhäufchen bildend; die befallenen Blätter sind meist schmaler und länger gestielt.

Auf *Adenostyles*.

30. *Uromyces Cacaliae* *Winter*, auf *Adenostyles albifrons* und *alpina*, auf rundlichen oder länglichen Blattflecken.

Auf *Astragalus*.

31. *Uromyces lapponicus* *Lagerh.*, mit dem zugehörigen *Aecidium Astragali* *Eriks*, auf *Astragalus*.

E. *Euromyces*.

Euromyces.

Aecidien, Uredo- und Teleutosporen vorhanden.

a. Autöcische Arten.

Rost auf Kunkel-
und Zuckerrüben.

32. Der Rost der Kunkelrüben, der Zucker- wie der Futterrüben, *Uromyces Betae* *Tul.* Die Blätter bedecken sich im Sommer auf beiden Seiten mit zahllosen, rotbraunen, rundlichen Uredohäufchen (*Uredo Betae* *Pers.*), welche durch die sie anfangs überziehende, dann aufplatzende Epidermis hervorbrechen. Die dunkelbraunen Häufchen der Teleutosporen, welche gestielt, glatt, braun, am Scheitel mit Papille versehen sind, erscheinen teils in denselben Häufchen wie die Uredosporen, teils für sich an den Blattstielen. Die Blätter werden bei diesem Rost rasch gelb oder bräunlich und verderben. Manchmal sind nur einzelne Blätter von dem Pilze befallen, oft ist es die ganze Pflanze; ich sah sogar an Rübenpflanzen im Herbst alle Blätter und besonders auch die jungen Herzblätter unter Schwarzwerden erkrankt, so daß die Erscheinung der Herzfäule, die durch *Phoma Betae* verursacht wird, ähnlich sah; doch zeigte das Mycelium auch in den Herzblättern durch sein intercelluläres Wachstum deutlich seine Zugehörigkeit zu diesem Rostpilze. Kühn²⁾ hat die Entwicklung dieses Pilzes verfolgt. Die Teleutosporen keimen im folgenden Frühling. Wenn ihre Sporidien auf Rübenblätter ausgesät werden, so entwickelt sich in diesen ein Aecidium, welches mit seinen zahlreichen Becherchen und Spermogonien oft das ganze

¹⁾ Transactions of the Linnean Soc. of London. 1891.

²⁾ Zeitschr. d. landw. Centralver. d. Prov. Sachsen 1869. Nr. 2.

Blatt bedeckt. Man findet daher auch das *Acidium* im Frühling besonders an den Samenrüben. Die Keimschläuche der *Acidium*sporen können durch die Spaltöffnungen in Rübenblätter eindringen und dann in diesen wieder die Uredoform erzeugen. Die zu ergreifenden Vorbeugungsmaßregeln werden hiernach bestehen im Verbrennen des alten rostigen Rübenstrohes und in sorgfältiger rascher Entfernung solcher Rübenblätter, an denen sich im Frühjahr *Acidien* bemerklich machen.

33. *Uromyces Salicorniae Winter*, auf *Salicornia herbacea*, die auf *Salicornia*. dunkelbraunen Teleutosporenlager dick polsterförmig, die *Acidien* (*Aecidium Salicorniae DC.*), auf den Cotyledonen ganz junger Pflänzchen.

34. *Uromyces Acetosae Schröt.*, auf *Rumex Acetosa* und *Acetosella* intensiv rote Flecken erzeugend; Teleutosporen mit hinfalligem Stiel, mit Würzchen besetzt. Auf *Rumex*.

35. *Uromyces Aviculariae Schröt.* (*Uromyces Polygoni Winter*) auf *Polygonum* auf *Polygonum aviculare* und *Rumex Acetosella*. Der Pilz hat ein *Acidium*, welches im Frühling an den Cotyledonen und ersten Blättern dieser Pflanzen auftritt. Im Sommer erscheinen die rotbraunen, nicht selten die Blätter ganz bedeckenden Uredohäufchen, sowie auf den Stengeln die schwarzbraunen, der Unterlage fest anhaftenden Näschen der Teleutosporen, welche glatt und durch sehr lange, dauerhafte Stiele ausgezeichnet sind. und *Rumex Acetosella*.

36. *Uromyces inaequaltus Lasch* (*Uromyces Silenes Fockel*), auf *Silene nutans*. meist freisförmig angeordnete Teleutosporenlager bildend, *Acidien* auf gelblichen oder violetten Flecken. Auf *Silene*.

37. *Uromyces Geranii Winter*, auf *Geranium pratense*, *palustre*, *pusillum* und andern Arten; Sporenhäufchen klein, unregelmäßig oder freisförmig geordnet; *Acidien* auf stark polsterförmig verdickten geröteten Blattstellen. Auf *Geranium*.

38. Der Kleerost, *Uromyces apiculatus Schröt.* (*Uromyces Trifolii Winter*), auf *Trifolium pratense*, *repens*, *hybridum*, *medium*, *fragiferum*, *montanum* und *agrarium*, auch auf *Onobrychis*. Auf Klee und Gsparrsette.

Die Uredoiporen bilden rundliche Häufchen auf den Blättern der Teleutosporen, welche unregelmäßig gestaltet, glatt und am Scheitel wenig oder nicht verdickt sind (Fig. 27), an den Blattstielen und Stengeln längliche, schwielenförmige schwarzbraune Lager. Die *Acidien* stehen auf gewölbten Blattflecken oder an mehr oder weniger verkrümmten Blattstielen und Stengeln.

Möglichste Vernichtung des alten rostigen Klee Strohes und Entfernung etwa sich zeigender *Acidien*stellen am jungen Klee sind Vorbeugungsmaßregeln hier, wie bei folgenden Arten dieser *Uromyces* Gruppe. In Nordamerika ist das reichliche Auftreten des Pilzes auf *Trifolium pratense* und *hybridum* beobachtet worden ¹⁾.



Fig. 27.

Teleutosporen der Roste der Papilionaceen.
a *Uromyces Pisi*. — b *U. Viciae Fabae* (von *Orobis tuberosus*). — c *U. apiculatus* (von *Trifolium hybridum*). — d *U. Phaseolorum* (von *Phaseolus*). — e *U. striatus* (von *Trifolium arvense*). — f *U. punctatus* (von *Astragalus glycyphyllos*). — 200 fach vergrößert

¹⁾ Coulter's Botanic. Gazette 1888, pag. 301.

Auf Ackerbohnen,
Widen, Lathyrus
und Orobus.

39. Der Widenrost, *Uromyces viciae fabae* Schröt., auf Ackerbohnen (*Viciae Faba*), verschiedenen Widenarten, als *Vicia sativa*, *narbonensis*, *Cracca dumetorum*, *pisiformis*, *augustifolia*, *lathyroides* etc., sowie auf *Ervum lens* und *hirsutum*, *Lathyrus palustris* und *Orobus*-Arten. Die Uredo- und Teleutosporenlager sind klein, rundlich, ordnungslos zerstreut; die Acidien (*Aecidium leguminosarum* Rabenh.) stehen in Gruppen oder sind über der ganzen Blattfläche verteilt. Die Teleutosporen sind glatt und am Scheitel stark verdickt (Fig. 27). Die Entwicklung dieses Rostes und die Zugehörigkeit des Acidiums ist durch de Bary¹⁾ ermittelt worden. Die Teleutosporen keimen in der Regel erst nach der Überwinterung; die Sporidien derselben dringen durch die Epidermiszellen in die Nährpflanze ein und bilden hier ein Mycelium, an welchem die Spermogonien und Acidien erscheinen. Die Acidiumsporen treiben ihre Keimschläuche durch die Spaltöffnungen in die Nährpflanze und bilden Mycelium, welches nach etwa einer Woche Uredo hervorbringt. Auch die Keimschläuche der Uredosporen dringen durch die Spaltöffnungen ein, woraus wieder Uredo- und später Teleutosporen hervorgehen. Zum Teil im Widerspruch hiermit stehen die Beobachtungen, welche Plowright²⁾ bei Infektionsversuchen gemacht haben will, wonach er durch Ausfaat von *Uromyces Viciae fabae* nur auf Bohnen und Erbsen ein Acidium erzielte, nicht auf den andern *Vicia*-, *Lathyrus*- und *Ervum*-Arten.

Auf Phaseolus

40. Der Bohnenrost, *Uromyces Phaseolorum* Tul., (*Uromyces appendiculatus* Link.), auf *Phaseolus vulgaris* und *nanus*; die braunen Uredo- und die schwarzbraunen Teleutosporenlager sind rundlich, über die ganze Blattfläche verstreut; die Acidien bilden viele kleine Gruppen, die ebenfalls zerstreut auf den Blättern stehen. Die Entwicklung dieses Rostes ist ebenfalls durch de Bary aufgeklärt worden.

Auf Statice.

41. *Uromyces Limonii* Winter, auf *Statice Limonium* und andern Arten; die rundlichen Sporenlager stehen zerstreut oder kreisförmig; die Acidien (*Caeoma Statices* Rud.), auf schwielentartigen Verdickungen.

Auf Prunella.

42. *Uromyces Prunellae* Schneid., auf den Blättern von *Prunella vulgaris* in Schlesien.

Auf Valeriana.

43. *Uromyces Valerianae* Winter, auf *Valeriana officinalis*, *dioica* und andern Arten; Sporenlager unregelmäßige Gruppen bildend, Acidien auf polsterförmigen Verdickungen oder die ganze Blattfläche bedeckend.

b. Heterocische Arten.

Auf Dactylis und
andern Gräsern.

44. *Uromyces Dactylidis* Oth. (*Puccinella graminis* Fockel), auf *Dactylis glomerata*, *Poa nemoralis*, *Festuca elatior* und *Arrhenatherum elatius*, ein dem Grasroste, besonders der *Puccinia striaeformis*, im äußeren sehr ähnlicher, übrigens nicht häufiger Rost. Die kleinen orangefarbenen Uredohäufchen haben kugelige Sporen, die mit kolbenförmigen Paraphysen untermengt sind; die schwarzen Teleutosporenhäufchen stehen auf den Blattflächen und Blattcheiden ziemlich zahlreich, sind klein, rund oder länglich, dauernd von der Epidermis bedeckt. Die Teleutosporen sind fast kugelig, oder vertehrt eiförmig, stets einzellig, mit einem der Spore fast gleichlangen

¹⁾ Ann. des sc. nat. 4. sér. T. XX.

²⁾ Garden. Chronicle 1888, pag. 18 und 135.

farblosen Stiel. Nach Schröter's¹⁾ Infektionsversuchen ist dieser Pilz gleich allen gräserbewohnenden Uredineen heterocisch, sein Aecidium ist das auf Arten von *Ranunculus*, nämlich *Ranunculus repens*, *bulbosus*, *acris* und *polyanthemus* vorkommende *Aecidium Ranunculacearum* DC., und es muß daher die Nähe dieser Kräuter, wenn sie von diesem Pilze befallen sind, als eine Gefahr für jene Gräser betrachtet werden. Erfolglos blieben Schröter's Versuche, die Sporidien auf *Ranunculus auricomus* und *Ranunculus Flammula* zu übertragen, obgleich auch auf diesen wie auf vielen andern *Ranunculaceen* Aecidien vorkommen. Letztere dürften daher zu andern Uredineen gehören.

45. *Uromyces Poae* Rabenh., auf *Poa nemoralis* und *pratensis*, dem vorigen ganz ähnlich, aber ohne Paraphysen in den Uredohäufchen. Nach Schröter's²⁾ Infektionsversuchen gehört hierzu das *Aecidium Ficariae* Pers. auf *Ranunculus Ficaria*; nach Plowright soll dagegen das Aecidium auf *Ranunculus repens* zu diesem Pilze gehören.

46. *Uromyces maritimae* Plowr., auf *Scirpus maritimus* in England, steht nach Plowright³⁾ mit dem *Aecidium glaucis* Dozy et Molkenb. auf *Glaux maritima* im Generationswechsel.

47. *Uromyces lineolatus* Winter, auf gelblichen oder braunen Flecken der Blätter von *Scirpus maritimus*. Nach Dietel's⁴⁾ Versuchen soll hierzu ein Aecidium gehören, welches sowohl auf *Hippuris vulgaris* (*Aecidium Hippuridis* Joh. Kze.), als auch auf *Sium latifolium* (*Aecidium Sii latifolii*) sich ausbilde.

48. *Uromyces Junci* Winter (*Puccinella truncata* Fockel), auf *Juncus obtusiflorus* bräunliche oder gelbliche Flecken erzeugend. Hierzu gehört das *Aecidium zonale* Duby auf *Pulicaria dysenterica* und *Bupththalmum salicifolium*.

49. Der Erbseurost, *Uromyces pisi* Schröt. (Fig. 27a) auf *Pisum sativum* und *arvense*, *Vicia Cracca* und *cassubica* und *Lathyrus silvestris*, *pratensis*, *tuberosus* und *sativus*, rundliche, rotbraune Uredo-Häufchen und ebensolche schwarzbraune Teleutosporenhäufchen zerstreut auf Blättern und Stengeln bildend. Auf den genannten Nährpflanzen kommt kein Aecidium vor. Vielmehr steht mit dem Erbseuroste das auf *Euphorbia Cyparissias* häufige *Aecidium Euphorbiae* Gmel. im Generationswechsel. Das ist durch Schröter⁵⁾ bewiesen worden, indem es ihm gelungen ist, aus den Sporen des Aecidiums der Wolfsmilch auf Erbsen, *Vicia Cracca* und *Lathyrus pratensis* den Uredozustand des *Uromyces Pisi* zu erzeugen. Auch das auf *Euphorbia Esula* wachsende Aecidium erzeugt nach Alebahn⁶⁾ den Erbseurost. Die von dem Aecidium befallenen Wolfsmilchpflanzen sind leicht an ihrem veränderten Habitus zu erkennen, welcher sehr ähnlich demjenigen ist, welchen der andere Wolfsmilchparasit *Uromyces scutellatus* Pers. erzeugt. Das Mycelium durchzieht einen ganzen oberirdischen Sproß und

Auf Poa.

Auf Scirpus.

Auf Scirpus.

Auf Juncus.

Erbseurost auf
Pisum, Vicia,
Lathyrus.

¹⁾ Sitzungsber. d. schles. Ges. f. vaterl. Kult. 6. Nov. 1873. Desgl. Cohn's Beitr. z. Biol. d. Pflanzen I, Heft 3. 1875, pag. 7.

²⁾ l. c. III, Heft 1, pag. 59.

³⁾ Gardener's Chronicle 1890, pag. 682.

⁴⁾ Hedwigia 1890, pag. 149.

⁵⁾ Hedwigia 1875, pag. 98.

⁶⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkth. II, 1892, pag. 335.

zwar schon von dessen Jugendzustand an. Derselbe entwickelt sich infolgedessen in einer ganz abweichenden Form, die kaum noch an die Wolfsmilch erinnert. Diese Sprosse bilden niemals Blüten, sondern sind bis zur Spitze mit Blättern besetzt, gewöhnlich erreichen sie die Höhe der normalen nicht ganz, wachsen gerade aufrecht, völlig unverzweigt; die Blattstellung ist unverändert, aber die Blätter sind nicht wie sonst genau lineal, schmal und langgestreckt, sondern kaum ein Drittel so lang und länglichrund oder eirund. Alle diese Blätter sind auf der Unterseite vollständig mit den orangefarbenen Acidienbecherchen besetzt. Die ersten Blätter dieser Sprosse sind gewöhnlich noch annähernd normal; es folgen dann die abnormen, von denen die zuerst erscheinenden gewöhnlich nur mit zahlreichen, gelbbraunen, punktförmigen Spermogonien unterseits bedeckt sind, welche einen süßlichen Duft verbreiten; darauf kommen bis zur Spitze lauter Acidientragende Blätter. Der Sproß schließt in dieser Form ab, selten wächst seine Endknospe später unter Bildung normaler Blätter weiter. Diese kranken Sprosse haben wohlgebildetes Chlorophyll, die Stengel und Blattoberseiten sehen grün aus, und alle Organe sind vollkommen lebsthätig; aber bald nachdem die Sporen gereift sind, sterben die Sprosse ab. Bei der Bekämpfung des Erbsenrostes würde also namentlich die Zerstörung der in der Nähe wachsenden Wolfsmilchpflanzen in Betracht kommen.

Euzerneroft auf
Medicago und
Trifolium.

50. Der Euzerneroft, *Uromyces striatus* Schrot. (*Uromyces Medicaginis falcatae* Winter), auf *Medicago sativa*, *media*, *falcata*, *lupulina* und anderen Arten und auf *Trifolium arvense*, *procumbens* und *striatum*, von dem vorigen besonders durch die mit geschlängelten zarten Längsleisten besetzten Teleutosporen (Fig. 27 e) unterschieden. Auch dieser Pilz ist in Nordamerika auf *Medicago lupulina* beobachtet worden¹⁾. Nach neueren Angaben Schröter's²⁾ soll dieser Rost ebenso wie der Erbsenrost (s. unten) sein Acidium auf *Euphorbia cyparissias* bilden, würde also entweder mit diesem zu vereinigen sein oder es würde das Acidium auf dieser Wolfsmilch als zu verschiedenen Rostpilzen gehörig zu betrachten sein.

F. *Uromyces*-Arten von unbekannter Stellung.

Auf *Euphorbia*.

51. *Uromyces Kalmusii* Sacc., auf *Euphorbia cyparissias* bei Prag, von *Uromyces scutellatus* durch größere Sporen und hervortretende Sporenhäuschen unterschieden.

Auf *Salsola*.

52. *Uromyces Salsolae* Reich., auf *Salsola Soda* in Ungarn.

Auf *Brassica*.

53. *Uromyces Brassicae* Niessl., auf Stengeln von *Brassica* in Frankreich.

Auf *Dianthus*.

54. *Uromyces sinensis* Speg., an Blättern kultivierter *Dianthus sinensis* bei Velluno.

Auf *Acacia*.

55. *Uromyces* (*Pileolaria*) *Pepperianus* Sacc., auf *Acacia*-Arten, besonders *A. salicina* in Australien, wo der Pilz sehr schädlich ist und das Eingehen der Sträucher zur Folge hat³⁾.

Auf *Primula*.

56. *Uromyces apiosporus* Haszl., auf *Primula minima* in Ungarn.

¹⁾ Coulter's Botanic. Gazette. 1888, pag. 301.

²⁾ Pilze Schlesiens I, pag. 306.

³⁾ Vergl. Ludwig, Centralbl. f. Bakteriologie VII, pag. 83.

II. Puccinia Pers.

Diese Gattung ist charakterisiert durch zweizellige, gestielte Teleutosporen, welche sich unterhalb der Epidermis entwickeln (Fig. 24, 29). Die Stielzelle ist farblos, die Spore ist durch eine Querscheidewand in eine obere und eine untere Zelle geteilt; beide Sporenzellen haben ein braunes, meist glattes Eosporium¹⁾. Die Teleutosporenlager erscheinen daher als schwarze oder braune Häufchen oder Krusten. Bei der Keimung wird das Promycelium aus den oberen Teilen der Sporenzellen getrieben, deren jede einen einzigen Keimporus besitzt.

Puccinia.

A. Leptopuccinia.²⁾

Nur Teleutosporen werden gebildet; dieselben keimen sogleich nach der Reife. Die Teleutosporenlager haben gewöhnlich die Form kleiner, halbkugeliger, festbleibender Polster von hellbrauner Farbe.

Leptopuccinia.

1. Der Malvenrost, *Puccinia Malvacearum* Mont, auf verschiedenen Malvaceen, am meisten auf *Malva sylvestris*, *Althaea officinalis* und auf der bei uns kultivierten *Althaea rosea*. Er bildet an der unteren, seltener an der oberen Seite der Blätter erhabene, anfangs rötlichbraune, später dunkler braune Teleutosporenlager, welche auf der Blattmasse halbkugelig, auf den Nerven mehr länglich sind und an der andern Seite des Blattes durch einen etwas vertieften, mißfarbigen, frankten Flecken bezeichnet sind. Bei reichlichem Auftreten werden die Blätter ganz verdorben; auch Kelchblätter und junge Früchte werden befallen. Der Parasit hat nur diese eine Generation; denn nach Magnus³⁾ und Reeb⁴⁾ keimen die Sporen sogleich nach der Reife; die Sporidientkeime bringen in die Blätter der Nährpflanze ein und entwickeln ein mit starken Haustorien in die Zellen eindringendes Mycelium, welches auf die Eintrittsstelle beschränkt bleibt, so daß jedes Teleutosporenlager das Ergebnis einer besonderen Infektion ist. Diese rasche Entwicklung erklärt die leichte Ausbreitung der Krankheit. Dieselbe ist erst in jüngster Zeit in Europa eingewandert und verbreitet sich über den Erdteil. Sie ist in Chile einheimisch, wo sie schon von Bertero auf der dort kultivierten *Althaea officinalis* beobachtet worden ist (Montagne, *Flora chil.* VIII., pag. 43), kommt auch in Australien, z. B. in Melbourne, sowie am Cap auf denselben Nährpflanzen vor. Im Jahre 1873 erschien sie plötzlich in Europa; die Zeit ihrer Einwanderung läßt sich nicht genau

Malvenrost.

¹⁾ Es giebt *Puccinia*-Arten, besonders gräserbewohnende, bei denen manche Sporen ohne Querscheidewand, daher einzellig sind und hiernach zu *Uromyces* (pag. 139) gehören müßten. Zuckel hatte für einige solche Arten die Gattung *Puccinella* aufgestellt. Bei manchen Arten wird dieses Verhältnis geradezu Regel, diese sind natürlich zu *Uromyces* zu rechnen, wie *Uromyces Dactylis*, obgleich sonst alle gräserbewohnenden Roste zu *Puccinia* gehören. Man sieht hieraus, daß eine natürliche Grenze zwischen beiden Gattungen nicht besteht.

²⁾ Die Gattung *Puccinia* zerfällt nach der Form des Entwicklungsganges des Rostpilzes in die analogen Untergattungen wie *Uromyces*.

³⁾ Bot. Zeitg. 1874, pag. 329.

⁴⁾ Sitzungsber. d. phys.-medic. Soc. Erlangen 13. Juli 1874.

feststellen, wenigstens ist sie nach Rabenhorst's *Fungi europaei*, Nr. 1774 schon 1869 bei Castelleras in Spanien gesammelt worden. In jenem Jahre aber zeigte sie sich im Sommer fast gleichzeitig in Frankreich, so bei Bordeaux, Montpellier etc., und in verschiedenen Gegenden Englands, im Oktober desselben Jahres schon bei Rastatt; 1874 wurde sie in ganz Holland, ferner bei Stuttgart, Erlangen, Nürnberg, zugleich auch bei Lübeck und auf Fünen, sowie in der Umgegend Roms und Neapels angetroffen, 1875 bei Erfurt, 1876 bei Münster, Bremen, Braunschweig, Greifswald, desgleichen bei Linz, in Krain, in der Lombardei, sowie in Ungarn, wo die Krankheit seitdem im Waagthale an der kultivierten *Althaea rosea* große Zerstörungen angerichtet haben soll, 1877 in der Mark Brandenburg, bei Tetschen an der Elbe, bei St. Goar am Rhein, in der Schweiz, sowie auch bereits bei Athen¹⁾. Seit 1887 ist er auch bei Stockholm aufgetreten. Gegenwärtig ist er auch in Nordamerika sehr verbreitet, wohin er also auf weitem Umwege gelangt ist. Nach Farlow²⁾ soll jedoch der amerikanische Malvenrost eine distinkte Spezies oder Varietät sein, die *Puccinia Malvastri* Peck., welche durch mehr dunkel rötlichbraune Sporenhäufchen und etwas breitere und länger gestielte Sporen sich unterscheiden soll. Es ist kaum zweifelhaft, daß in vielen Fällen die Verbreitung auf dem Handelswege stattgefunden hat, durch den Versand lebender Pflanzen, vielleicht auch durch Sämereiwaren. Um die Krankheit zu verhüten, müssen alle mit dem Pilze behafteten Blätter der am Orte befindlichen Nährpflanzen möglichst beseitigt werden.

Auf *Buxus*.

2. *Puccinia Buxi* DC., an der Unterseite der Blätter von *Buxus sempervirens*.

Auf *Circaea*.

3. *Puccinia Circaeae* Pers., auf *Circaea lutetiana*, *intermedia* und *alpina*, zweierlei Teleutosporenlager bildend, hellbraune, deren Sporen sofort keimen, und dunkelbraune, deren Sporen dies erst im Frühjahr thun.

Auf *Chrysosplenium*.

4. *Puccinia Chrysosplenii* Græv., auf *Chrysosplenium*. Doch soll diese Art nach Dietel³⁾ noch eine zweite Sporenform besitzen, welche mit *Puccinia Saxifragae* (s. unten) identisch ist.

Auf *Caryophyllaceen*.

5. *Puccinia Caryophyllacearum* Wallr. (*Puccinia Arenariae* Schröt., *Puccinia Dianthi* DC., *Puccinia Spergulae* DC.), an zahlreichen Caryophyllaceen (wo die Formen oft wieder nach den Nährpflanzen benannt worden sind), und zwar besonders Alsineen, namentlich *Stellaria Holostea*, *media*, *nemorum*, *graminea* etc., *Möhringia trinervia*, *Arenaria serpyllifolia*, *Sagina procumbens* etc. *Malachium aquaticum*, *Cerastium triviale*, *glomeratum*, *Spergula pentandra*, sowie auf der als Futterpflanze kultivierten *Spergula arvensis*, ferner auch auf Sileneen, wie *Dianthus barbatus*, *plumarius*, *Lychnis diurna*, *vespertina*, *Agrostemma Githago*, *Silene acaulis*, auch auf *Corrigiola* und *Herniaria*. Der Pilz bildet nur Teleutosporen, welche

¹⁾ Die Berichte über die Wanderung sind zu finden in Bot. Zeitg. 1874, pag. 329 und 361, und 1875, pag. 119 und 675, sowie in Zust, bot. Jahressb. für 1877, pag. 67—68 und 129. Die Verbreitung auf bisher verschonte Gegenden geht immer weiter; 1878 fand ich den Pilz auch zum erstenmale bei Leipzig. Seit der Zeit ist er wohl in Deutschland überall verbreitet.

²⁾ Ref. in Zust, bot. Jahressb. 1885, I, pag. 289.

³⁾ Berichte d. deutsch. bot. Ges. 1891, pag. 35.

an der Unterseite der Blätter und an den Stengeln in halbkugeligen, graubraunen, fest auf der Nährpflanze haftenden Räschen stehen und lang gestielt, in der Mitte eingeschnürt und blaßbraun sind. Auf breiten Blättern stehen die Räschen in runden Gruppen beisammen, auf schmalen Teilen sind sie in eine Reihe gestellt und fließen oft zusammen. An den befallenen Stellen verlieren die Organe ihre grüne Farbe. An dem die Rellen bewohnenden Pilz hat de Bary¹⁾ die Entwicklung verfolgt; die Teleutosporen keimen sogleich nach ihrer Reife noch auf der Nährpflanze; die Keimsäadchen der Sporidien dringen in die Spaltöffnungen der Nährpflanze ein und erzeugen wieder die Teleutosporenform, also ohne Generationswechsel. Dieser Rost wird also sogleich durch Ansteckung von den Pflanzen, die den Pilz tragen, auf gesunde Pflanzen verbreitet. Cooke²⁾ führt eine Beobachtung an, nach der der Pilz durch den Rellen samen verbreitet werden zu können scheint.

6. *Puccinia Thlaspeos Schubert*, auf *Thlaspi alpestre* und mon-Auf *Thlaspi* und *tanum* und auf *Arabis hirsuta*; außerdem *Puccinia Thlaspidis Vuill.*, *Arabis*. auf *Thlaspi alpestre* in den Bogenen

7. *Puccinia solida Schw.* (*Puccinia Atrageneis Fockel*, *Puccinia* Auf *Atragene* *Anemones virginianae Schw.*), auf *Atragene alpina*, *Anemone montana*, und *Anemone alpina* und *silvestris*.

8. *Puccinia Schweinfurthii Magn³⁾*., auf *Rhamnus Staddo* in Auf *Rhamnus* der Kolonie Eriträa; das Mycelium durchzieht ganze Sprosse und ver- Staddo. wandelt sie in Herenbesen, auf deren Blättern es fruktifiziert. Es werden nur Teleutosporen beschrieben; der Pilz gehört also vielleicht mit in diese Abteilung.

9. *Puccinia Globulariae DC.* (*Puccinia grisea Winter*), auf Auf *Globularia*. *Globularia vulgaris* und *nudicaulis* in den Alpen.

10. *Puccinia Glechomatis DC.* auf *Glechoma hederacea*, *Salvia* Auf *Glechoma glutinosa* und *Lophanthus nepetoides* halbkugelige, graubraune Häufchen etc. auf den Blättern bildend; Teleutosporen elliptisch oder fast kugelig, mit hellem Spitzchen am Scheitel.

11. *Puccinia annularis Strauss* (*Puccinia Teucrii Fockel*), auf Auf *Teucrium*. *Teucrium Scorodonia* und *Chamaedrys*; Sporen am Scheitel abgerundet oder verschmälert, aber ohne Spitzchen.

12. *Puccinia Veronicae Winter*, auf *Veronica officinalis*, mon-Auf *Veronica u. tana*, *urticifolia*, *spicata*, *longifolia*, *alpina* und *Paederota Ageria*. Diese Paederota. Art hat zweierlei Teleutosporen: sofort keimende, die nicht vom Stiele abfallen, und leicht abfallende, nicht sofort keimende⁴⁾. Außerdem werden noch unterschieden: *Puccinia Veronicae Anagallidis Oudem.*, auf *Veronica Anagallis*, und *Puccinia Albulensis Magn.*, auf *Veronica alpina*.

13. *Puccinia Valantiae Pers.*, auf *Galium cruciatum*, *vernum*, Auf *Galium*. *Mollugo*, *verum*, *silvaticum* und *saxatile*, an den Blättern in rundlichen, blaßbraunen Häufchen auf gelben Flecken, an Stengeln und Blütenstielen in länglichen Schwielen oft unter Verkrümmungen der Teile auftretend.

¹⁾ Recherches sur les champ. parasites. Ann. des sc. nat. 4. sér. T. XX.

²⁾ Refer. in Zeitschr. f. Pflanzentrunkheiten II, 1892, pag. 244.

³⁾ Vergl. Magnus, Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. X, pag. 43.

⁴⁾ Vergl. Schröter, Cohn's Beitr. z. Biologie d. Pflanzen III, Heft 1, pag. 89, und Magnus, Berichte d. deutsch. bot. Ges. 1890, pag. 167.

Auf Crucianella.
Auf Aster etc.

14. *Puccinia Crucianellae Desm.*, auf *Crucianella* in Frankreich.

15. *Puccinia Asteris Duby.* (*Puccinia Millefolii Fockel*, *Puccinia Doronici Nissl* etc.), auf *Aster Amellus*, *Tripolium* und *alpinus*, *Achillea Millefolium*, *Ptarmica* und *Clavennae*, *Artemisia austriaca*, *Doronicum austriacum*, *Centaurea Scabiosa*, *montana* und *maculosa* und auf *Cirsium oleraceum* halbfuglig polsterförmige Häufchen bildend.

B. *Micropuccinia*.

Micropuccinia.

Nur Teleutosporen werden gebildet, in locker pulverförmigen, schwarzbraunen oder schwarzen Häufchen; sie keimen erst nach späterer Zeit. Unter die folgenden Arten sind freilich auch solche aufgenommen, welche doch vielleicht auch Uredosporen und vielleicht auch ein *Ididium* besitzen, welche aber bisher nur in der Teleutosporenform bekannt sind.

Auf Koeleria.

16. *Puccinia longissima Schröt.*, auf *Koeleria cristata* schwarzbraune, durch die Epidermis hervortretende längliche Lager bildend, Sporen schmal keulenförmig, kurz gestielt¹⁾.

Auf Tulipa.

17. *Puccinia Tulipae Schrot.*, auf *Tulipa Gesneriana* kleine, rundliche ordnungslos oder in Kreisen stehende Häufchen bildend.

Auf Ornithogalum.

18. *Puccinia Lojkajana Thüm.*, auf *Ornithogalum umbellatum* längliche bis lineale, oft zusammenfließende Häufchen bildend.

Auf Narcissus.

19. *Puccinia Schröteri Pass.*, auf *Narcissus poeticus* längliche, oft zusammenfließende Häufchen bildend.

Auf Galanthus.

20. *Puccinia Galanthi Unger*, auf *Galanthus nivalis* bleiche Blattflecken verursachend.

Auf Geranium.

21. *Puccinia Morthieri Kike* (*Puccinia Geranii Fockel*), auf *Geranium sylvaticum* in kleinen, runden Sporenlagern auf Flecken, die an der Oberseite blasig aufgetrieben und blutrot gefärbt sind; Teleutosporen glatt.

Auf Geranium.

22. *Puccinia Geranii silvatici Karst.*, auf *Geranium sylvaticum* Anschwellungen, Verkrümmungen und Drehungen verursachend, auf denen die Sporenlager dicht gedrängt sitzen. Teleutosporen warzig. In den Alpen, in Lappland, auch im Himalaya. Nach Barclay²⁾ treten die Teleutosporen innerhalb eines Jahres in zwei Generationen auf, welche beide sofort oder nach einem Ruhestadium keimen können.

Auf Viola.

23. *Puccinia Fergussoni Berk et Br.*, auf *Viola palustris* und *epipsila* rundliche gelbliche Flecken verursachend.

Auf Viola.

24. *Puccinia alpina Fockel*, auf *Viola biflora* aufgetriebene Blattstellen und Schwielen an Stengeln und Blattstielen verursachend.

Auf Cardamine.

25. *Puccinia Cruciferarum Rud.*, auf *Cardamine alpina*, *resedifolia* und *Hutchinsia alpina* und *brevicaulis*.

Auf Dentaria.

26. *Puccinia Dentariae Winter*, auf *Dentaria bulbifera*, Anschwellungen an den Blattstielen und Blättern verursachend.

Auf Draba.

27. *Puccinia Drabae Rud.*, auf *Draba aizoides* am Blütenstand und an den jungen Schößchen.

Auf Arabis u.
Erysimum

28. *Puccinia Holboellii Rostr.*, auf *Arabis Holboellii* und *Erysimum hieracifolium* in Dänemark.

¹⁾ Vergl. Schröter in Cohn's Beitr. z. Biologie d. Pflanzen III, pag. 70.

²⁾ Ann. of Botany 1890, pag. 27.

29. *Puccinia Thalictri* *Chevall.*, auf *Thalictrum minus*, *flavum*, auf *Thalictrum aquilegifolium* und *Jacquinianum* in kleinen Sporenlagern über die ganze Blattfläche zerstreut.

30. *Puccinia singularis* *Magn.* (*Puccinia Bäumleri* *Lagerh.*), auf *Anemone ranunculoides*, abweichend durch die Lage des Keimporus der unteren Teleutosporenzellen auf der Mitte der Seitenwand¹⁾.

31. *Puccinia Atragene* *Hausm.*, auf *Atragene alpina*. Auf *Atragene*.

32. *Puccinia Saxifragae* *Schlechtld.*, auf *Saxifraga granulata*, *rotundifolia*, *longifolia*, *Aizoon*, *mutata* und *aizoides*. Nach Dietel²⁾ wären jedoch hier wieder verschiedene Arten zu unterscheiden. Auf *Saxifraga*.

33. *Puccinia Sedi* *Kcke.*, auf *Sedum elegans* dicht stehende, ründliche Sporenlager bildend. Auf *Sedum*.

34. *Puccinia Aegopodii* *Link.*, auf *Aegopodium Podagraria*, *Imperatoria Ostruthium* und *Astrantia major* in kleinen Sporenlagern an Blättern und Blattstielen, oft Anschwellungen und Verkrümmungen verursachend. Auf *Aegopodium*.

35. *Puccinia enormis* *Fuckel.*, auf *Chaerophyllum Villarsii*, Anschwellungen, Krümmungen und Drehungen verursachend. Auf *Chaerophyllum*.

36. *Puccinia sandica* *Fohans.*, auf *Epilobium anagallidifolium* in Norwegen. Auf *Epilobium*.

37. *Puccinia asarina* *Kze.*, auf *Asarum europaeum*. Auf *Asarum*.

38. *Puccinia Betonicae* *Winter.*, auf *Betonica officinalis*. Auf *Betonica*.

39. *Puccinia Vossii* *Kcke.*, auf *Stachys recta*. Auf *Stachys*.

40. *Puccinia rubefaciens* *Fohans.*, auf *Galium boreale* in Norwegen. Auf *Galium*.

41. *Puccinia Campanulae* *Carm.*, auf *Campanula Rapunculus* und *Jasione montana*. Auf *Campanula*.

42. *Puccinia Virgaureae* *Winter.*, auf *Solidago Virgaurea* sehr kleine, punktförmige Sporenlager bildend. Auf *Solidago*.

43. *Puccinia Peckiana* *Howe.*, auf *Rubus villosus* und *occidentalis* in Amerika, von Lagerheim³⁾ auch auf *Rubus arcticus* in Lappland gefunden. Auf *Rubus*.

C. Hemipuccinia.

Es werden nur Uredo- und Teleutosporen gebildet, bei manchen kommen Hemipuccinia, auch zugleich Spermogonien vor, aber Acidien fehlen. Die Uredosporen sind orangegelb, oder hell- oder rötlichbraun, feinstachelig, seltener glatt. Die Teleutosporen stehen in schwarzbraunen oder schwarzen locker pulverförmigen oder feststehenden Häufchen. Auch unter den hier zusammengestellten Formen sind noch viele, deren Entwicklungsgang noch unbekannt ist, und von denen wahrscheinlich noch Acidien werden nachgewiesen werden. Insbesondere dürfte das von den hier aufgezählten, Gräser und Halbgräser bewohnenden Formen zu erwarten sein.

44. Der Maisrost, *Puccinia Maydis* *Carrad* (*P. Sorghi* *Schw.*), auf den Blättern von Mais in elliptischen braunen Häufchen von Uredosporen (*Uredo Zeae* *Desm.*) und tief schwarzen, nicht von der Epidermis Auf *Mais*.

¹⁾ Vergl. Magnus, Sitzungsber. d. Ges. naturf. Freunde zu Berlin, 1890, pag. 29 und 145, und Lagerheim, Hedwigia 1800, pag. 172.

²⁾ Berichte d. deutsch. bot. Ges. 1891, pag. 35.

³⁾ Botaniska Notiser 1887, pag. 60.

bedeckten Häufchen von Teleutosporen; letztere sind kurzgestielt, länglichrund, am Scheitel abgerundet, aus zwei ziemlich gleichen Zellen zusammengesetzt. Dieser Rost ist in Italien häufig, wo er schon 1815 bekannt war; kommt aber jetzt auch in Deutschland vor. In Nordamerika ist er seit längerer Zeit auf Mais und Sorgho beobachtet worden; desgleichen hat man ihn im Kaplande gefunden.

- Auf Mais und Sorgho. 45. *Puccinia purpurea* Cooke, auf den Blättern von Mais und Sorgho rote Flecken erzeugend, mit braunen Uredosporen und schwarzbraunen Teleutosporenhäufchen. In Ostindien und Südafrika.
- Auf Brachypodium. 46. *Puccinia Baryi* Winter, auf *Brachypodium silvaticum* und *pinnatum*; die Uredohäufchen gelb, mit Paraphysen, die Teleutosporenlager lange von der Epidermis bedeckt bleibend, Sporen unregelmäßig, sehr kurz gestielt.
- Auf Molinia. 47. *Puccinia australis* Kcke., auf *Molinia serotina*; die Uredohäufchen orangegelb, die Teleutosporen lang gestielt, aus der Epidermis hervorbrechend.
- Auf Festuca. 48. *Puccinia gibberosa* Lagerh., auf *Festuca silvatica* bei Freiburg i. Br., mit blaßbraunen Uredosporen; Teleutosporen kurzgestielt.
- Auf Cynodon. 49. *Puccinia Cynodontis* Desm., auf *Cynodon Dactylon*, Uredosporen hellbraun, Teleutosporen langgestielt.
- Auf Anthoxanthum. 50. *Puccinia Anthoxanthi* Fuckel, auf *Anthoxanthum odoratum*; Uredohäufchen rostgelb, Teleutosporen sehr langgestielt, hervorbrechend.
- Auf Andropogon. 51. *Puccinia Vesatii* Schröt., auf *Andropogon Ischaenum*; Uredosporen braun, Teleutosporen langgestielt.
- Auf Elymus. 52. *Puccinia Elymi* Westend., auf *Elymus arenarius* bei Ostende; Uredosporen rot, Teleutosporen kurz gestielt.
- Auf Carex. 53. *Puccinia microsora* Kcke., auf *Carex vesicaria* gelbe Uredohäufchen und kleine, längliche Teleutosporenlager bildend, in denen häufig einzellige neben den zweizelligen Teleutosporen vorkommen.
- Auf Carex. 54. *Puccinia caricicola* Fuckel, auf *Carex supina*, Teleutosporen wie bei den vorigen, am Scheitel stark verdickt.
- Auf Luzula. 55. *Puccinia Luzulae* Lib. (*Puccinia oblongata* Winter), auf *Luzula campestris* und *pilosa*, mit sehr blaß gelben, glatten Uredosporen; Teleutosporen am Scheitel stark verdickt.
- Auf Luzula. 56. *Puccinia obscura* Schröt., auf *Luzula campestris*, *multiflora*, *pilosa*, *maxima* und *pallescens*, mit hellbraunen, stacheligen Uredosporen; Teleutosporen mit schwach verdicktem Scheitel.
- Auf Juncus. 57. *Puccinia litoralis* Rostr. (*Puccinia Junci* Winter), auf *Juncus conglomeratus* und *compressus*, Uredosporen rostfarben.
58. *Puccinia Veratri* Niessl, auf *Veratrum album*.
59. *Puccinia Allii* Winter, auf *Allium oleraceum*; meist um ein centrales, gelbes Uredosporenlager stehen die von der Epidermis bedeckt bleibenden, mit braunen Paraphysen gemischten Teleutosporenlager.
- Auf Asphodelus. 60. *Puccinia Asphodeli* Duby, auf *Asphodelus* in Frankreich und Italien.
- Auf Iris. 61. *Puccinia Iridis* Winter, auf *Iris germanica* und andern Arten.
- Auf Polygonum. 62. *Puccinia Polygoni* Alb. et Schw., auf *Polygonum Convolvulus* und *dumetorum*, mit rotbraunen Uredohäufchen und polsterförmigen, besonders an den Stengeln sitzenden Teleutosporenlagern, deren Sporen ziemlich lang gestielt, am Scheitel stark verdickt sind.

63. *Puccinia Polygoni amphibii Pers.*, auf *Polygonum amphibium* zimmetbraune Uredohäufchen und kleine, von der Epidermis lange bedeckt bleibende Teleutosporenlager bildend. Auf *Polygonum amphibium*.

64. *Puccinia Bistortae DC.*, auf *Polygonum Bistorta* und *viviparum*, kleine Häufchen auf gelben oder braunen Blattsflecken bildend. Auf *Polygonum Bistorta* etc.

65. *Puccinia mamillata Schröt.*, auf *Polygonum Bistorta* in Schlesien, von der vorigen durch warzenartige Spitzchen am Ende und an der Seite der Teleutosporen unterschieden. Auf *Polygonum Bistorta*.

66. *Puccinia Rumicis Lasch* (*Puccinia Acetosae Körn.*), auf *Rumex Acetosa*, *Acetosella* und *arifolius*, auf Blättern und Stengeln. Auf *Rumex*

67. *Puccinia Rumicis scutati Winter*, auf *Rumex scutatus*. Auf *Rumex scutatus*.

68. *Puccinia Oxyriae Fockel*, auf *Oxyria digyna*. Auf *Oxyria*.

69. *Puccinia Nolitangeris Corda* (*Puccinia argentata Winter*), auf *Impatiens* auf *Impatiens nolitangere*, in kleinen, rundlichen Sporenlagern. Auf *Impatiens*.

70. *Puccinia Oreoselini Strauss*, auf *Peucedanum Oreoselinum* und *alsaticum*. Magnus¹⁾ hat die Entwicklung wie folgt ermittelt. Das wahrscheinlich aus den Sporidienkeimen der überwinterten Teleutosporen hervorgehende, zuerst sich bildende Mycelium erreicht im Blatte eine große Ausdehnung und entwickelt erst Spermogonien, dann große Rasen, in denen zuerst die gelbbraunen Uredo-, dann die warzigen Teleutosporen erzeugt werden. Die Keimschläuche der Uredosporen dringen in die Spaltöffnungen der Blätter ein und entwickeln hier als zweite Generation ein die Eintrittsstelle nur wenig überschreitendes Mycelium, welches sogleich ein kleines Häufchen von Uredo-, dann Teleutosporen anlegt. Auf *Peucedanum*.

71. *Puccinia bullata Pers.*, auf Sellerie, wo der Pilz in England (auf Sellerie und schädlich geworden ist²⁾), Petersilie, *Aethusa Cynapium*, *Seseli Libanotis*, *Cnidium*, *Silau*, *Archangelica*, *Thysselinum*, *Laserpitium*, *Peucedanum Cervaria*, *Anethum graveolens*, *Conium maculatum*, rundliche oder längliche zerstreute Sporenhäufchen bildend, ohne Spermogonien; Teleutosporen glatt. Cooke³⁾ führt eine Beobachtung an, nach der der Sellerierost durch den Samen verbreitet werden zu können scheint. Auf Sellerie und anderen Umbelliferen.

72. *Puccinia Cicutae Lasch*, auf *Cicuta virosa*, ohne Spermogonien; Teleutosporen grobwarzig. Auf *Cicuta*.

73. *Puccinia Castagnei Thüm.*, auf *Apium graveolens* bei Marseille und Lyon, von den beiden vorigen Arten durch feinstachelig punktierte Teleutosporen unterschieden. Auf *Apium*.

74. *Puccinia Anthrisci Thüm.*, auf *Anthriscus sylvestris*; Uredo- und Teleutosporen fein netzförmig gezeichnet. Auf *Anthriscus*.

75. Der Rost der Steinobstgehölze, *Puccinia Pruni Pers.*, auf Rost der Steinden Blättern von *Prunus spinosa*, *domestica*, *insititia* und *armeniaca*, *Persica vulgaris* und *Amygdalus communis*, in Deutschland und Italien sowie in Nordamerika beobachtet. Der Pilz bildet auf der unteren Blattseite dunkelbraune, staubige Häufchen von Teleutosporen, welche kurz gestielt, an der Oberfläche stachelig und in der Mitte stark eingeschnürt sind, indem sie aus zwei fast kugelrunden Zellen bestehen, die einander gleich sind oder deren untere etwas kleiner ist. Manchmal geht diesen Sporen ein Uredo obstgehölze.

¹⁾ Hedwigia 1877, Nr. 5.

²⁾ Gardener's Chronicle 1876, pag. 531, 623, 690, und 1886, pag. 756.

³⁾ Refer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 244.

voraus, andre Male ist es der Fall: auf der unteren Blattseite erscheinen zuerst kleine hellbraune Häufchen länglicher Uredosporen, denen dann in denselben Häufchen die Teleutosporen folgen. Die befallenen Blätter färben sich früher oder später gelb oder braun.

Auf *Prunus cerasus*. 76. *Puccinia Cerasi Winter* (*Mycogone Cerasi Bérang.*), auf *Prunus cerasus*, mit Teleutosporen, welche glatt, in der Mitte nur wenig eingeschnürt und fast farblos sind.

Auf *Vinca*. 77. *Puccinia Vincae Berk.* (*P. Berkeleyi Pers.*, auf *Vinca minor* und *herbacea*; den Teleutosporen gehen Uredolager voraus, welche theils mit Spermogonien gemischt, theils ohne solche auftreten.

Auf *Stachys*. 78. *Puccinia Stachydis DC.*, auf *Stachys recta*, kleine rundlich polsterförmige Uredo- und Teleutosporenhäufchen bildend.

Auf *Plantago*. 79. *Puccinia Plantaginis West.*, auf *Plantago lanceolata* in Belgien.

Auf *Cirsium*. 80. *Puccinia suaveolens Pers.*, auf *Cirsium arvense*, von den andern Rostpilzen der Kompositen durch ihre biologischen Verhältnisse und durch die eigenthümliche Erkrankung, die sie an den Ackerdisteln hervorbringt, sehr abweichend. Der Pilz durchzieht die ganze Pflanze; die das Mycelium in sich tragenden Sprosse schießen zeitiger und schneller als die gesunden, schon im April oder Mai, in die Höhe. Ein Acidium hat dieser Pilz nicht, wohl aber werden allwärts auf der Unterseite der Blätter zahllose Spermogonien in Form kleiner, dunkler Pünktchen sichtbar, welche um diese Zeit einen eigenthümlichen süßen Geruch um die Pflanze verbreiten. Unmittelbar darauf bedeckt sich die Unterseite aller Blätter mit den rostbraunen, stäubenden, rundlichen, oft zusammenfließenden Häufchen von kugelförmigen, braunen Uredosporen (*Uredo suaveolens Pers.*). Diese Sprosse zeigen übrigens in ihrer Gestalt nichts Abnormes; aber sie kommen nie zur Blüte und verwelfen, nachdem die Sporen zur Entwicklung gelangt sind, schnell. Rostrup¹⁾ hat auf ein eigenthümliches Generationsverhältnis bei diesem Pilze aufmerksam gemacht. Das Mycelium, welches Spermogonien und Uredo erzeugt, perenniert in den unterirdischen Theilen der Disteln und dringt von hier aus auch in die jungen oberirdischen Sprosse. Es bildet hier hauptsächlich Uredo und nur wenige Teleutosporen. Aus den Uredosporen aber entwickelt sich im Juli eine zweite Generation, jedoch nur auf solchen Exemplaren, die von der ersten Generation nicht angegriffen worden und die dann auch ihre normale Entwicklung vollenden, indem in ihnen das Mycelium nur fleckenweise an den Blättern auftritt und nur wenige eiförmige braune Uredosporen, dagegen eine Menge Teleutosporen bildet. Diese zweite Form kann mit der auf Disteln vorkommenden *Puccinia Compositarum* leicht verwechselt werden. Nach Magnus²⁾ ist der auf *Centaurea Cyanus* vorkommende Rostpilz mit *Puccinia suaveolens* identisch und hat auch dieselbe Entwicklung, nur daß das Mycelium der ersten Generation nicht perenniert (vergl. unten *Puccinia Compositarum* pag. 159).

Auf *Sonchus*. 81. *Puccinia Sonchi Desm.*, auf *Sonchus arvensis*, rundlich polsterförmige Uredo- und Teleutosporenlager ohne Spermogonien bildend; zweizellige Teleutosporen mit zahlreichen einzelligen gemischt.

¹⁾ Verhandl. d. skandinav. elften Naturforscher-Versammlung zu Kopenhagen 1873. Vergl. Bot. Zeitg. 1874, pag. 556.

²⁾ Sitzungsber. des bot. Ver. d. Prov. Brandenburg 30. Juli 1875.

82. *Puccinia Tanaceti Balsamitae* Winter, auf *Tanacetum* Auf *Tanacetum*. Balsamitae, rundliche oder verlängerte Sporenlager, ohne Spermogonien, bildend.

83. *Puccinia Carthami* Corda, auf kultiviertem *Carthamus tinctorius* in Schlesien und Böhmen. Auf *Carthamus*.

84. *Puccinia Pieridis* Hasel, auf *Pieris* in Ungarn. Auf *Pieris*.

85. *Puccinia helvetica* Schröb., auf *Asperula taurina* Uredo- und Auf *Asperula*. Teleutosporen bildend.

86. *Puccinia Taraxaci* Plowm., auf *Taraxacum* in England, mit Auf *Taraxacum*. braunen Uredosporen und mit Spermogonien.

87. *Puccinia Heideri* Wettst., auf *Campanula barbata* in Steier- Auf *Campanula*. mark.

D. Pucciniopsis.

Uredosporen fehlen; es werden aber außer Teleutosporen auch Acidien Pucciniopsis. gebildet.

88. *Puccinia Liliacearum* Duby, auf den Blättern von *Ornithogalum umbellatum*, *nutans*, *pyrenaicum* und *Gagea lutea*, wegen der beigemischten *Ornithogalum* und *Gagea*. Puccinien ungewöhnlichen Krankheitsercheinung bemerkenswert. Die Blätter sind in ihrer oberen Hälfte bis an die Spitze abnorm verdickt, daher keulenförmig und wegen der Schwere dieses Teiles etwas gekrümmt. Der kranke Teil ist dicht bedeckt mit zahlreichen, kleinen, halbfingeligen Wäzchen, die auf ihrem Scheitel eine grubchenförmige Mündung bekommen; es sind die kleinen Teleutosporenlager; aus den Mündungen werden die braunen, sehr kurzgestielten, verkehrt eiförmigen, in der Mitte schwach eingeschnürten Teleutosporen in zierlichen Ranken herausgequetscht, wobei jedoch die Sporen nicht durch Schleim, sondern nur durch Adhäsion aneinanderhängen. Die Blätter und ihre Keulen bleiben während der Entwicklung des Pilzes grün, sterben aber früher als gewöhnlich ab. Der Pilz verhält sich auch biologisch eigentümlich, indem auf den hypertrophierten Teilen mit den Teleutosporenhäufchen zusammen, jedoch in der Entwicklung ihnen etwas vorausgehend, Spermogonien als kleine, orangerote Pusteln mit farblosen, ovalen Spermarien auftreten. Der vollständige Entwicklungsgang des Pilzes ist noch unbekannt. Indessen sollen nach Winter¹⁾ auch vereinzelt Acidien vorkommen, die ich jedoch bei den von mir im April 1878 bei Dresden epidemisch auf *Ornithogalum umbellatum* beobachteten Pilze nicht gefunden oder übersehen habe.

89. *Puccinia Anemones* Pers. (*Puccinia fusca* Winter), auf der Unterseite der Blätter von *Anemone nemorosa* und *ranunculoides*, sowie von *Pulsatilla*-Arten, gleichmäßig verteilte, runde, oft zusammenfließende, lebhaft braune, staubige Häufchen von Teleutosporen ohne Uredo. Die Teleutosporen sind mäßig lang gestielt, in der Mitte eingeschnürt, aus 2 fast gleichen, fingeligen Zellen bestehend und mit warzigem Episorium versehen. Die befallenen Blätter sterben zeitig ab. Die Acidien kommen immer getrennt von der Teleutosporengeneration auf besonderen Individuen vor. Die Acidienfrüchte (*Aecidium leucospermum* DC.), sind gleichmäßig und zahlreich über die ganze untere Blattfläche verteilt, haben farblose Sporen, und zugleich stehen kleine, punktförmige, dunkle Spermogonien dazwischen, sowie an der oberen Blattseite. Die von den Acidien befallenen Pflanzen zeichnen

¹⁾ Rabenhorst's Kryptogamenflora I. 1, Leipzig 1884, pag. 194.

sich durch ihre eigenthümliche Erkrankung aus. Das Mycelium ist im ganzen Blatte verbreitet; diese Blätter wachsen etwas früher und schneller als die gesunden hervor, der Stiel ist bei steif aufrechter Richtung länger, die Teile der Blattfläche kürzer und schmaler als im normalen Zustande¹⁾. Auch diese Blätter sterben bald nach der Entwicklung des Pilzes ab. Die so befallenen Pflanzen bleiben ohne Blüten; seltener bilden sich solche, die aber dann in einzelnen Teilen abortiert sind²⁾. Schröter (l. c.) erklärt das *Aecidium leucospermum* als Generation der genannten *Puccinia*. — Außerdem wird auf *Anemone sylvestris* noch eine *Puccinia compacta* de By. unterschieden.

Auf Trollius und Aconitum. 90. *Puccinia Trollii* Karst., auf *Trollius europaeus* und *Aconitum Lycoctonum*; die Teleutosporenlager bringen blasige Aufreibungen und Schwielen an den Blättern hervor. Auf *Aconitum*, aber nicht auf *Trollius* ist ein *Aecidium*, welches rundliche Gruppen bildet, bekannt; es ist aber unentschieden, ob es hierher gehört.

Auf Falcaria. 91. *Puccinia Falcariae* Pers., auf *Falcaria Rivini*, über die ganze Blattfläche verteilte kleine dunkelbraune Teleutosporenlager bildend. Auf derselben Pflanze findet sich im Frühlinge häufig das *Aecidium Falcariae* DC., welches mit seinen kleinen, punktförmigen Spermogonien die gesamte Oberfläche der Blätter dieser Pflanze bedeckt, worauf die Aecidienbecher auf der ganzen Unterseite des Blattes hervorbrechen. Nach de Bary steht dieses *Aecidium* im Generationswechsel mit der auf der nämlichen Nährpflanze vorkommenden eben genannten *Puccinie*.

Auf Carum. 92. *Puccinia Bulbocastani* Fuckel (*Puccinia Bunii* Winter), auf *Carum Bulbocastanum*, woselbst auch das zugehörige *Aecidium* (*Aecidium Bunii* DC.) auftritt.

Auf Peucedanum. 93. *Puccinia carniolica* Voss, auf *Peucedanum Schottii* in Krain.

Auf Smyrnium. 94. *Puccinia Smyrnii* Biv., auf *Smyrnium Olusatrum* in Frankreich, Italien und England.

Auf Ribes. 95. *Puccinia Ribis* DC., auf den Blättern von *Ribes rubrum*, *Grossularia*, *alpinum*, *nigrum* und *petraeum* an der Oberseite der Blattfläche hervorbrechend, gelb oder rötlich gesäumte, runde, dunkelbraune Teleutosporenhäufchen bildend. Uredo fehlt; wohl aber giebt es auf verschiedenen Arten von *Ribes* ein *Aecidium Grossulariae* DC., auf Blättern und Früchten, von welchem freilich nur vermutet werden kann, daß es eine Generation dieser *Puccinia* darstellt.

Auf Thymus. 96. *Puccinia caulicola* Schneider (*Puccinia Schneideri* Schröt.), auf *Thymus serpyllum*, die Teleutosporenlager auf schwielenförmigen Verdickungen der Stengel, Blattstiele und Rippen; dazu gehört wahrscheinlich das *Aecidium Thymi* Fuckel.

Auf Valeriana. 97. *Puccinia Valerianae* Carst., auf *Valeriana officinalis*, oft Aecidien und Teleutosporenlager gleichzeitig bildend.

Auf Senecio etc. 98. *Puccinia conglomerata* Winter (*Puccinia Senecionis* Lib.), auf *Senecio nemorensis*, *Homogyne alpina* und *Adenostyles albifrons* und *alpina*, kleine, rundliche Teleutosporenlager bildend. Nach Dietel³⁾ sollen

¹⁾ Vergl. Schröter in Cohn's Beitr. z. Biol. d. Pfl. III, Heft 1, pag. 61 und Brand. und Roßpilze Schlesiens. Abhandl. d. schles. Ges. 1869.

²⁾ Vergl. Magnin, Compt. rend. 1890, pag. 913.

³⁾ Hedwigia 1891, pag. 291.

aber hier fünf verschiedene Arten enthalten sein, nämlich *Puccinia conglomerata* Kze. et Schm., auf *Homogyne alpina*; *Puccinia Senecionis* Lib., auf *Senecio saracenicus*, *nemorensis*, *triangularis*; *Puccinia expansa* Link, auf *Senecio Doronicum*, *cordatus*, *subalpinus*, *aquaticum*, *Adenostyles alpina* und *albifrons*; *Puccinia Trautschelii* Dict., auf *Cacalia hastata*. *Puccinia uralensis* Trautsch., auf *Senecio nemorensis*.

99. *Puccinia Bellidiasetri* Winter, auf *Bellidiastrum Michellii*.

Auf *Bellidiastrum*.

E. Eupuccinia.

Äcidien, Uredo- und Teleutosporen vorhanden.

Eupuccinia.

a. Autöcische Arten.

100. Derlauch- oder Zwiebelrost, *Puccinia Porri* Winter, auf allen grünen Teilen der Zwiebeln (*Allium fistulosum* und *Cepa*), des Schnittlauchs, von *Allium Porrum* und vieler anderer *Allium*-Arten. Die rotgelben Uredohäufchen sind rund oder elliptisch, konver, bleiben lange von der hellen Epidermis bedeckt, die zuletzt über ihnen aufplatzt, treten in großer Anzahl auf, fließen daher stellenweise zusammen und bewirken rasch in ihrer Umgebung eine Verfärbung des Grün in Gelb; ihre Sporen sind rund oder eiförmig (*Uredo limbata* Rabenh.). Die Teleutosporen erscheinen bald nach jenen an denselben Organen und in ebenso geformten, schwärzlichen Häufchen, welche dauernd von der Epidermis bedeckt bleiben; sie sind mit einem ziemlich kurzen, farblosen Stiel versehen, braun, am Scheitel nicht verdickt, und es fehlt hier sehr vielen Sporen die Querscheidewand in der Mitte, so daß diese einzellig sind; daher ist der Pilz auch *Uromyces alliorum* DC. und *Puccinia mixta* Fuckel genannt worden. An denselben Nährpflanzen kommt ein Äcidium vor, welches vielleicht in den Entwicklungskreis dieses Pilzes gehört. Vernichtung des rostigen Zwiebelstrohes und Wegnahme der äcidientragenden Teile sind als Vorbeugungsmittel zu empfehlen.

Zwiebelrost.

100a. Der Spargelrost, *Puccinia Asparagi* DC., auf den grünen Teilen des Spargels im Sommer und Herbst rostbraune Uredohäufchen und danach zahlreiche schwarze Räschen von Teleutosporen bildend, in deren Umkreis meist das Gewebe gelb wird. Wahrscheinlich gehört zu diesem Schmarozer ein im Frühjahr selten auf den grünen Teilen des Spargels vorkommendes Äcidium. Verbrennen des rostigen Strohes im Herbst und Abschneiden der Spargelzweige, auf denen im Frühjahr das Äcidium sich zeigen sollte, sind Gegenmittel.

Spargelrost.

101. *Puccinia Silenes* Schröt., auf *Silene inflata* in kleinen, unregelmäßigen Lagern von hellbraunen Uredo- und dunkelbraunen Teleutosporen, Äcidien auf bleichen Blattflecken.

Auf *Silene*.

102. Der Weizenrost, *Puccinia violae* DC., auf den Blättern von *Viola odorata*, *sylvestris*, *canina*, *hirta* u. a., sowie auf kultivierten Stiefmütterchen, auch auf Weizenarten in Nord-Amerika. An der Unterseite der Blätter und an den Blattstielen erscheinen im Sommer und Herbst zahlreich und oft die ganze Blattfläche bedeckend kleine hellbraune Uredohäufchen, denen die dunkelbraunen Teleutosporen folgen, welche leicht abfallen und kurz gestielt, glatt, in der Mitte nicht eingeschnürt sind. Die befallenen Blätter entfärben sich und verderben rasch. Wahrscheinlich steht mit dem Schmarozer im Generationswechsel das Äcidium *violae* Schum., welches im Frühlinge auf denselben Nährpflanzen erscheint und dieselben ganz verun-

Weizenrost.

staltet, indem die Aecidien Stengel und Blattstiele, die dann abnorm anschwellen, und Teile der Blätter und selbst Blüten ganz überziehen. Auch hier kommt oft schon auf den aecidientragenden Teilen die zweite Generation des Pilzes zur Entwicklung, nachdem die Aecidien reife Sporen gebracht haben.

Auf Caltha.

103. *Puccinia Calthae Link.*, auf *Caltha palustris* mit glatten Teleutosporen; Aecidien auf Blattflecken oder Schwielen am Blattstiel.

Auf Caltha.

104. *Puccinia Zopfii Winter*, ebenfalls auf *Caltha palustris*, Uredo und Aecidien dem vorigen gleich, aber die Teleutosporen feinwarzig.

Auf Pimpinella
etc.

105. *Puccinia Pimpinellae Strauss.* (*Pimpinellae reticulata de By.*), Auf Pimpinella, Angelica, Trinia, Athamanta, Ostericum, Heracleum, Eryngium, Anthriscus, Chaerophyllum, Myrrhis etc. Teleutosporen mit neßförmig gezeichneten Sporen. Die Uredo bildet zahlreiche, lebhaft braune, staubige, runde Häufchen, die Teleutosporen dunkelbraune Räschen an der Unterseite der Blätter; Aecidien auf verdickten Blattflecken oder Schwielen.

Auf Sanicula

106. *Puccinia Saniculae Grev.*, auf *Sanicula europaea* mit glatten Teleutosporen; Aecidien auf roten Blattflecken.

Auf Bupleurum.

107. *Puccinia Bupleuri Rud.*, auf verschiedenen Bupleurum-Arten, mit ebenfalls glatten Teleutosporen; Aecidien über die ganze Blattfläche zerstreut.

Auf Ferulago.

108. *Puccinia Ferulae Rud.*, auf *Ferulago galbanifera*.

Auf Myricaria.

109. *Puccinia Thümeniana Voss.*, auf *Myricaria germanica*.

Auf Epilobium.

110. *Puccinia pulverulenta Grev.* (*Puccinia Epilobii DC.*), auf *Epilobium hirsutum*, *parviflorum*, *roseum* und andern Arten. Wahrscheinlich gehört dazu das *Aecidium Epilobii DC.*

Auf Aristolochia.

111. *Puccinia Aristolochiae Winter*, auf *Aristolochia Clematitis* und *rotunda*.

Auf Thesium.

112. *Puccinia Thesii Winter*, auf verschiedenen Thesium-Arten.

Auf Fragaria.

113. *Puccinia Fragariae Barch.*, auf *Fragaria vesca* in Simla in Indien.

Auf Primula.

114. *Puccinia Primulae Winter*, auf *Primula elatior*, *officinalis* und *acaulis*.

Auf Soldanella.

115. *Puccinia Soldanellae Winter*, auf *Soldanella*-Arten.

Auf Mentha etc.

116. *Puccinia Menthae Pers.*, welche in Europa *Mentha arvensis*, *aquatica*, *silvestris*, *viridis*, *piperita*, die Arten von *Thymus*, *Satureja*, *Origanum*, *Calamintha*, *Clinopodium*, in Amerika, sowie am Kap verwandte Labiaten befallt. Die blaßbraunen, runden, zahlreichen Uredohäufchen (*Uredo Labiatarum DC.*) bedecken die untere Fläche des Blattes, welches an diesen Stellen oberseits rötlich oder bräunlich gefleckt ist. Später erscheinen ebendasselbst die kleinen, runden, dunkelbraunen Häufchen der Teleutosporen; letztere sind leicht ablösbar, mäßig lang gestielt, rundlich, am Scheitel mit Papille und mit warziger Membran. Auch ein Aecidium kommt auf diesen Nährpflanzen vor, welches in den Entwicklungsengang des Parasiten gehören könnte.

Auf Salvia.

117. *Puccinia obtusa Schröt.*, auf *Salvia verticillata*; Teleutosporen abgestutzt, mit glatter Membran.

Auf Convolvulus.

118. *Puccinia Convolvuli Winter*, auf *Convolvulus arvensis* und *sepium*.

Auf Sweertia.

119. *Puccinia Sweertiae Winter*, auf *Sweertia perennis*.

Auf Gentiana.

120. *Puccinia Gentianae Link.*, auf *Gentiana Crucjata*, *asclepiadea*, *Pneumonanthe*, *utriculosa* und *ciliata*.

121. *Puccinia Adoxae* DC, auf *Adoxa moschatellina*. Die Ent- Auf *Adoxa*.
wicklung beginnt nach Schröter¹⁾ mit dem *Aecidium albescent* Grev. auf
derselben Pflanze im Frühling. Die *Aecidium*sporen erzeugen jenen Pilz,
und zwar zuerst Uredo-, dann die Teleutosporen, die auf Stengeln, Blatt-
stielen und Blättern dunkelbraune Häufchen bilden.

122. *Puccinia galiorum* Link, auf vielen Arten von *Galium* und Auf *Galium* und
Asperula, kleine, rostbraune Uredohäufchen und konvere, dunkelbraune Asperula.
Häufchen von Teleutosporen auf der Unterseite der Blätter und an den
Stengeln bildend. Die befallenen Teile färben sich gelb oder braun. Diesem
Pilze geht an den Blättern im Frühling *Aecidium galii* Pers. voraus.

123. *Puccinia Compositarum* Schlechtend., auf sehr vielen Compo-Auf Cichoriaceen
siten, jedoch nur auf Cichoriaceen und Cynareen, und zwar auf Arten von und Cynareen.
Hieracium, *Crepis*, *Picris*, *Taraxacum*, *Leontodon*, *Cichorium*, *Prenanthes*,
Lactuca, *Mulgedium*, *Lampsana*, *Centaurea*, *Lappa*, *Cisium*, *Carduus*,
Serratula, in Europa und auch in Nordamerika sehr häufig. Der Schmaröger
bildet ziemlich kleine, aber zahlreiche, auf der Unterseite oder auf beiden
Seiten der Blätter, auch an den Stengeln hervorstechende Uredo- und
Teleutosporenhäufchen. Die befallenen Blätter werden vorzeitig mißfarbig
und vertrocknen. Die Uredohäufchen enthalten braune Sporen (*Uredo flos-*
culosorum Alb. et Schw.); die schwarzbraunen oder schwarzen Teleutosporen-
häufchen sind durch leicht ablösbare, ziemlich dünnwandige, ungefähr eiförmige,
in der Mitte nicht eingeschnürte Sporen ausgezeichnet. Der Entwickelungs-
gang dieser Rostformen ist noch keineswegs klar und es sind hier wohl
verschiedene Rostpilzarten zu unterscheiden. Auf denselben Pflanzen, besonders
häufig auf *Taraxacum officinale*, *Lampsana* und *Lappa*, kommt das
Aecidium Compositarum Mart. vor; es bildet auf der Unterseite der Blätter
isolierte, runde Gruppen, wo an der entsprechenden Stelle die Oberseite des
Blattes mehr oder weniger gerötet ist. Nach Magnus brachten die *Aecidium*-
sporen von *Taraxacum*, auf *Hieracium* gesät, die *Puccinia Compositarum*
hervor. Andererseits ist von einem auf *Taraxacum* vorkommenden *Aecidium*
die Zugehörigkeit zu *Puccinia sylvatica* (f. n.) nachgewiesen. Ferner hat
Schröter²⁾ als *Puccinia Hieracii* Schum. eine Form bezeichnet, welche
auf den obengenannten Compositen vorkommt und nach Schröter kein
Aecidium haben soll, also der *Puccinia suaveolens* (S. 154) ähnelt und ihre
Entwickelung mit Spermogonien beginnt, welche lokal auf schwieligen Erhaben-
heiten der überwinterten Blätter im Frühjahr entstehen, aber sehr bald durch
die an derselben Stelle erscheinenden Uredohäufchen verdrängt werden, in
denen auch schon Teleutosporen vorkommen. Der Pilz verbreitet sich dann
durch Uredosporen, und erst vom August an erscheinen wieder Teleutosporen
im Uredo oder in eigenen Häufchen. Uredo- und Teleutosporen sind denen
der *Puccinia Compositarum* gleich. Endlich ist eine eigentümliche Form
zu erwähnen, welche auf *Centaurea montana* vorkommt, die *Puccinia*
montana Fuckel. Diese hat ähnlich wie *Puccinia suaveolens* (S. 154)
zwei Generationen von Uredo- und Teleutosporen. Die im Frühjahr auf-
tretenden Uredolager, in denen später Teleutosporen gebildet werden, sind
über die ganze Blattfläche dicht verbreitet und die von ihnen bewohnten
Pflanzen sind schwächer, bleicher, schmalblättriger als die gesunden und

¹⁾ Vergl. Schröter, Cohn's Beitr. z. Biol. d. Pflanzen III, Heft 1, pag. 77.

²⁾ Cohn's Beitr. z. Biol. d. Pflanzen III, Heft 1, pag. 73.

meist steril; es kommen aber keine Spermogonien dabei vor. Die später erscheinenden kleinen Lager von Uredo- und Teleutosporen stehen in regellosen Gruppen auf unveränderten Blättern. Ob ein auf derselben Nährpflanze vorkommendes Aecidium in den Entwicklungsgang dieser Puccinia gehört, wie Winter¹⁾ annimmt, ist noch fraglich. — Winter (l. c.) trennt noch eine Puccinia Prenanthis ab, die auf Arten von Lactuca Prenanthes und Mulgedium sich findet und besonders wegen eines auf dieser Pflanze vorkommenden Aecidiums (Aecidium Prenanthes Pers.), welches Winter zu dieser Puccinia zieht, abweichend sein soll, weil dasselbe keine Peridienumhüllung besitze und nur mit einem kleinen, unregelmäßigen Loch am Scheitel sich öffne. — Schröter²⁾ trennt auch noch Puccinia Cirsii lanceolati Schröt., auf Cirsium lanceolatum, Puccinia Lampsanlae Fuckel, auf Lampsana und Crepis paludosa, und Puccinia Crepidis Schröt., auf Crepis virens und tectorum als Aecidienbildende Arten ab.

Auf Tragopogon.

124. Puccinia Tragopogonis Corda, auf Tragopogon pratensis, ein von de Bary³⁾ in seiner Entwicklung verfolgter Parasit. Derselbe hat ein Aecidium, dessen Mycelium im Frühling die ganze Pflanze durchzieht und über alle grüne Teile verbreitete Aecidien entwickelt. Die Aecidiumsporen auf Blätter gesät, bringen hier ein streng lokalisiertes Mycelium hervor, welches die Teleutosporen ohne oder mit spärlicher Uredo entwickelt. Doch besteht hier keine strenge Scheidung auf verschiedene Individuen; ich fand auf denselben Pflanzen, die mit schon älteren Aecidien bedeckt waren, die Teleutosporenhäufchen. Letztere sind rund oder elliptisch, bleiben ziemlich lange von der Epidermis bedeckt und enthalten leicht sich ablösende, denen der Puccinia compositarum sehr ähnliche Sporen. Ganz ähnlich ist die Puccinia Podospermi DC. auf Podospermum, Scorzonera und Rhagadiolus, die aber nach Schröter⁴⁾ regelmäßig und reichlich Uredo bildet.

Auf Artemisia etc.

125. Puccinia discoidearum Link (Puccinia Artemisiarum Duby., Puccinia Tanacetii DC.), auf den Blättern von Artemisia Dracunculus, Artemisia Absinthium und vulgare, Tanacetum vulgare und Chrysanthemum in kleinen, runden, braunen Uredohäufchen und in eben solchen, schwarzen, aus der Epidermis hervorbrechenden Häufchen von Teleutosporen, welche derbwandig, ziemlich lang gestielt sind und der Unterlage fest aufsitzen. Die vom Pilze befallenen Blätter verfärben sich allmählich und vertrocknen. Mit diesem Parasit ist vielleicht identisch der Sonnenrosenrost, Puccinia helianthi (Alb. et Schw.). Derselbe ist in Nordamerika auf Helianthus annuus und tuberosus seit langer Zeit bekannt, zeigt sich aber seit 1866 epidemisch und verheerend im südlichen Rußland auf den dort im Großen zur Ulgewinnung gebauten Sonnenrosen und verbreitet sich seitdem westwärts, hat sich in Italien, Ungarn und Schlessien und auch anderwärts in Deutschland gezeigt. Seine Sporen stimmen mit dem eben genannten überein, nur sind die Sporenhäufchen entsprechend größer; dieselben erscheinen auf den Laub- und Hüllblättern der Sonnenrose, und die befallenen Teile werden vorzeitig welk, schwarz und vertrocknen. Woronin⁵⁾ hat den

¹⁾ l. c. pag. 208.

²⁾ Kryptogamenflora Schlesiens. Pilze, pag. 313—319.

³⁾ Recherches sur les champ. parasites. Ann. sc. nat. sér., 4. T. XX.

⁴⁾ l. c. pag. 79.

⁵⁾ Bot. Zeitg. 1872, Nr. 38 u. 39.

Entwicklungsgang dieses Pilzes vollständig verfolgt: die Teleutosporen keimen leicht im Frühlinge des nächsten Jahres, schwerer schon im Juli, nicht mehr im zweiten Jahre. Auf Sonnenrosenblättern bringen sie ein von Spermogonien begleitetes Aecidium hervor; aus den Sporen dieses entwickelt sich auf derselben Nährpflanze sogleich die Uredo- und Teleutosporengeneration. Man hielt den Sonnenrosenrost früher für eine eigene Spezies. Woronin¹⁾ hat nun aber junge Pflänzchen der Sonnenrosen durch Teleutosporen der *Puccinia discoidearum* von *Tanacetum vulgare* angesteckt; es bildeten sich Aecidien, und aus den Sporen dieser entwickelte sich das Mycelium mit den Uredohäufchen. Auch an den eben genannten Nährpflanzen hat man ein Aecidium beobachtet, welches im Frühling den Sommer- und Teleutosporen vorangeht. Trotz dieses Nachweises bezweifelt Schröter²⁾, daß durch diese Puccinien der eigentliche Sonnenrost erzeugt werden könne, der vielmehr eine Kulturvarietät zu sein und nur schwer auf andre Pflanzen überzugehen scheine, indem er betont, daß im Westen Deutschlands, bis wohin der Sonnenrost noch nicht vorgeedrungen, trotz der großen Verbreitung des Rostes auf *Tanacetum* und *Artemisia* die Sonnenrose intakt bleibe. Zur Verhütung dieser gefürchteten Krankheit muß man die alten, rostigen Stengel und Blätter der Sonnenrosen verbrennen, und es mag auch geraten sein, die Unkräuter, welche Nährpflanzen dieser Puccinie sein könnten, von den Äckern zu entfernen; auch muß man die Blätter mit den etwa sich zeigenden ersten Aecidien im Frühling sorgfältig abpflücken.

B. Heterocische Arten.

126. Der gemeine Getreide- oder Grasrost, *Puccinia graminis Pers.*, der gewöhnlichste Rost an unserm Getreide, nämlich am Roggen, Weizen, Gerste, Hafer, und zwar an allen Arten dieser Cerealien, außerdem an vielen Gräsern, besonders häufig an *Triticum repens*, *Lolium perenne*, *Dactylis glomerata*, *Agrostis vulgaris*. Dieser Pilz scheint mit den Gramineen über die ganze Erde verbreitet zu sein; so ist er auch in Nordamerika an Gräsern wie an Cerealien, desgleichen am Kap der guten Hoffnung sowie auf dem Weizen in Indien gefunden worden. In unsern Gebirgen geht er mit dem Getreide bis an dessen obere Grenze. Er siedelt sich in allen grünen Teilen seiner Nährpflanze an, am reichlichsten an den Blattflächen und Scheiden. Zuerst erscheinen die Häufchen der Uredosporen: meist in großer Zahl über die Oberseite, bisweilen auch über die Unterseite des Blattes zerstreute, längliche bis strichförmige, den Nerven parallele, rostrote, pulverige Häufchen, welche durch die Epidermis hervorbrechen (Fig. 24). Rings um dieselben bildet sich in der Blattsubstanz ein schmaler, gelber oder mißfarbiger Hof, der das Absterben des Gewebes an dieser Stelle anzeigt. Oder das umgebende Gewebe erhält sich wohl auch lange grün, und nur die von den Sporenhäufchen eingenommenen Stellen selbst haben erkranktes Gewebe. Nicht selten sind alle Blätter befallen. Ist dies schon in einer frühen Entwicklungsperiode der Fall, wo die Pflanze der Thätigkeit der Blätter noch bedarf, so ist eine kümmerliche Entwicklung der Ähre und mangelhafte oder selbst ganz unterdrückte Bildung der Körner die Folge. Aber der Pilz selbst kann sich auf die oberen Teile des Halmes und

Puccinia graminis, Getreiderost.

¹⁾ Bot. Zeitg. 1875, pag. 340.

²⁾ Hedwigia 1875, pag. 181.

sogar bis in den Blütenstand, besonders auf die Spelzen verbreiten und dann bringt er auch hier dieselbe Krankheit wie an den Blättern hervor und trägt noch viel mehr zu einem Miskraten der Körner bei. Je nach der Entwicklungsperiode der Pflanze, in welcher der Parasit in sie gelangt, ist also die Schädigung in der Körnerproduktion größer oder geringer. Die Uredosporen haben länglich runde oder elliptische Gestalt, sind ungefähr 0,036 mm lang, 0,018 mm breit; die Keimsporen befinden sich auf der Mitte der längeren Seiten. Der Uredozustand dieses Rostes führte früher den Namen *Uredo linearis Pers.* Die leichte Ausbreitung des Pilzes und der Krankheit von Pflanze zu Pflanze, von Acker zu Acker erklärt sich aus der Leichtigkeit, mit welcher diese Sommersporen durch den Wind und durch Insekten verbreitet werden können, aus der ungeheuren Anzahl, in der sie gebildet werden (in dem Sporenhäufchen gehen auf die Länge eines Millimeters ungefähr 50 in einer Reihe nebeneinanderstehender Sporen) und aus der schnellen Keimung. In Wassertropfen erfolgt letztere schon in wenigen Stunden; ein starker Tau, ein schwacher Regen genügt dazu. Späterhin, wenn die Sporenbildung in den Uredohäufchen nachläßt, brechen die schwarzen, strichförmigen Häufchen der Teleutosporen durch die Epidermis hervor; manche bilden sich an derselben Stelle, wo ein Uredoräschen stand, so daß nach Verschwinden der roten Sporen an derselben Stelle die Teleutosporen erscheinen. Beim Getreide stehen die meisten schwarzen Sporenhäufchen auf den untersten Blattscheiden und Halmgliedern, so daß nach der Ernte die Mehrzahl derselben auf der Stoppel zurückbleibt. Bei niedrigeren Gräsern, deren dürre Halme über Winter stehen bleiben, sind sie gleichmäßiger, selbst bis in die Ähre verbreitet (z. B. bei *Triticum repens*). Die Teleutosporen sind von ungefähr verkehrt eiförmiger Gestalt, mit ziemlich regelmäßig rund gewölbtem Scheitel und einem Stiel ungefähr von der Länge der Spore (Fig. 24, D). Das zum gemeinen Getreiderost gehörige *Aecidium* ist nach den Untersuchungen de Bary's¹⁾ das *Aecidium Berberidis Pers.* auf der Berberitze oder dem Sauerdorn, auf dessen Blättern und jungen Früchten es durch die von den Teleutosporen erzeugten Sporidien im Frühling hervorgerufen wird. Die zahlreichen, kleinen, orangegelben Becherchen sitzen an der Blattunterseite in Gruppen auf polsterartig verdickten, gelben Stellen (Fig. 26, A), die an der oberen Blattoberseite durch eine Rötung des Gewebes bezeichnet sind; und an dieser Seite stehen die kleinen punktförmigen Spermatogonien, von denen oft auch welche an der Unterseite in der Peripherie der Aecidiengruppe sich befinden. Eine genauere Beschreibung dieses Pilzzustandes ist S. 135 (Fig. 26) gegeben worden. Ebenfalls durch de Bary ist nachgewiesen, daß wenn die Aecidiumsporen der Berberitze auf Blättern von Gramineen gelangen und keimen, und die Keimschläuche in die Blätter eindringen, dort wieder der eigentliche Getreiderost aus ihnen hervorgeht. Dadurch wurde die wissenschaftliche Bestätigung und Erklärung geliefert für die vielfach, besonders in England gemachte Erfahrung, daß da, wo Berberitzensträucher in der Nähe von Getreidefeldern häufig sind, das Getreide stark von Rost zu leiden hat, was

¹⁾ Neue Untersuchungen über Uredineen. Monatsber. d. Berliner Akad. 1865. -- Vergl. auch dessen Morphologie u. Physiol. d. Pilze u. Leipzig 1866, pag. 184 ff.

man schon früher mit dem Rostpilze auf den Blättern dieses Strauches in Zusammenhang gebracht hat¹⁾. Nach Plowright²⁾ gehört auch das auf *Mahonia aquifolia* vorkommende *Acidium* hierher. In den getreidebauenden Gegenden hat fast jede Berberitze im Frühling den Pilz; die unter und neben solchen Sträuchern wachsenden Gräser bedecken sich besonders reich mit Rost, und die hier gebildeten Uredosporen können dann weiter ihren Weg auf entferntere Nährpflanzen finden. Wenn in den Winterjaaten das Mycelium überwintern könnte, so würde das erste Erscheinen der getreidebewohnenden Generation des Schmaroglers in jedem Jahre auch ohne das *Acidium* der Berberitze möglich sein. Doch fehlt es dafür an einem eigentlichen Beweis; nach de Bary's Erfahrungen ist es nicht der Fall. Ich habe auch in den perennierenden Teilen von *Triticum repens*, dessen alte Halme ganz von Rost bedeckt waren, im Winter kein Mycelium gefunden. Die Notwendigkeit des *Acidium*zustandes für den Getreiderost ist indessen durch Plowright³⁾ zweifelhaft gemacht worden. Derselbe glaubt durch den folgenden Versuch zu der Annahme berechtigt zu sein, daß die Sporidien des Promyceliums auch direkt auf die Gramineen übergehen können. Er säete in Blumentöpfen, die unter Glasglocken gehalten wurden, Weizen und legte auf die Erde der Blumentöpfe vorjährige Strohreste, welche reichlich Teleutosporen von *Puccinia graminis* trugen. Nur die in dieser Weise infizierten Weizenpflanzen bekamen Rost in Form von Uredo, die nicht infizierten nicht. Das Eindringen der Keimschläuche ist dabei allerdings nicht beobachtet worden. Plowright weist auch auf die Thatsache hin, daß *Puccinia graminis* in Gegenden vorkommt, die gar keine Berberitzen haben.

Die Vorbeugungsmaßregeln gegen diesen Getreiderost werden sein: Vernichtung der mit Teleutosporen besetzten Strohhalme und Stoppeln durch Verbrennen, Vertilgung des Sauerdorns in den getreidebauenden Gegenden; Beseitigung der Feldraine, weil auf den Gräsern derselben (besonders *Triticum repens* und *Lolium perenne*) der Rost sich reichlich anzusiedeln pflegt, so daß von hier aus das Getreide angesteckt werden kann. Ein Mittel gegen den Rost ist die Auswahl derjenigen Varietäten zum Anbau, die sich in der betreffenden Gegend widerstandsfähiger gegen die Krankheit gezeigt haben. Ein solches ungleiches Verhalten einzelner Sorten läßt sich in der That beobachten. So ist besonders der Sommerroggen sehr zum Rost geneigt; er wird manchmal während der Bestockung so befallen und zerstört, daß es zu keiner Halmbildung kommt. Ich habe beobachtet, daß Sommerroggen vollständig in dieser Weise befallen, unmittelbar danebenstehender Winterroggen sowie andre Halmfrüchte so gut wie völlig rostfrei waren. Nach den Anbauversuchen von Werner und Körnicke⁴⁾ in Poppelsdorf haben sich als widerstandsfähig besonders der rheinische Roggen und der Correns-Staunenroggen, stark befallbar der große russische, der Garde du Corps-Roggen und der römische Roggen erwiesen. Was den Weizen anlangt, so wird dem englischen Weizen sowie dem Spelt im allgemeinen größere Widerstandsfähigkeit als dem gemeinen Weizen zuge-

1) Vergl. Meyen, Pflanzenpathologie, pag. 133—135.

2) Proc. of the Roy. Soc. XXXVI, 1883/4, pag. 1.

3) Gardeners Chronicle 9. September 1882.

4) Frühling's landw. Zeitg. 1878, Heft 12.

(schrieben¹⁾. Werner, Körnicke und Havenstein²⁾ geben nach ihren vergleichenden mehrjährigen Versuchen in Poppelsdorf als die widerstandsfähigsten Weizensorten den Kessingland-Weizen und den Spalding's prolific Wheat an. Als gegen Rost widerstandsfähige Gerstensorten geben Werner und Körnicke³⁾ die Gold-Melone, Prima-Donna und die frühe vierzeilige Oederbruch-Gerste an. Nach Strebel's Beobachtungen in Hohenheim erwiesen sich am meisten rostig Frankensteiner, Probsteier und schwedischer samtartiger Weizen, sowie alle Roggenarten, wenig befallen Mainztag, Sandomir, Mold's, Kolossal, Hybrid, Goldtropfen, Hallet's-Weizen, sowie tyroler und weißer Vogelsdinkel, fast oder ganz rostfrei Shiriff's quare head, deutscher Zuluweizen, schwarzer Winteremmer und Wintergerste. Nach Brümmer waren dagegen in Stappeln sehr stark befallen Shiriff's quare head, Kaiserweizen, cunavischer Weizen, Mold's verebelter Weißweizen, Probsteier, Sandomir, Speck, Seeländerweizen, Victoria d'autonne, Golden trop, Hallet's pedigree white, Hallet's genealogischer Nurséry, schottischer blutroter Weizen etc., wenig befallen: Richelle blanche de Naples, Poulard blanc nisson Tangerock, Chiddam und Rivett's Graumenweizen⁴⁾. Übrigens kam auch eine in der Jugend stark von Rost befallene Getreidepflanze entgegen der gewöhnlichen Regel, wonach dann der Rost sich auch bis auf die oberen Teile und die Ähre der Pflanze fortsetzt, in späterer Entwicklungsperiode den Rost gleichsam verlieren, indem nach den getöteten und abgetrockneten unteren Blättern die oberen Blätter und die Ähren rostfrei und ganz gesund zur Entwicklung kommen. Einen solchen Fall erwähnt Sorauer⁵⁾, wo nach einem starken Gewitterregen diese Wendung eintrat. Für solche und ähnliche Beobachtungen fehlt es natürlich noch immer an einer Erklärung.

Unter den übrigen im Kulturverfahren liegenden Faktoren ist besonders die rostbegünstigende Wirkung einer reichlichen Stickstoffgabe hervorgetreten; insbesondere wird übereinstimmend von zahlreichen Landwirten behauptet, daß die Kopfdüngung mit Chilisalpeter das Getreide rostig macht, und daß die gleichen Sorten unter sonst gleichen Verhältnissen zu gleicher Zeit gebaut, ohne Chili-Kopfdüngung gesund bleiben⁶⁾. Mehrfach hat sich auch frühe Saat als Vorbeugungsmittel gegen den Rost erwiesen.

127. *Puccinia striaeformis* Westend. (*Puccinia straminis* Fuckel, *Puccinia Rubigo vera* Winter), eine andre Art Getreiderost, nicht selten auf Roggen, Weizen und Gerste, wo sie bisweilen auch zusammen mit der vorigen auftritt, sowie auf wildwachsenden Gräsern, unter denen *Bromus mollis* am häufigsten davon befallen wird. Dieser Rost stimmt in seinen Erscheinungen mit dem vorigen überein und unterscheidet sich nur in folgendem. Die Uredosporen haben ziemlich genau kugelförmige Gestalt und bilden durchschnittlich kleinere, meist minder langgestreckte Häufchen; sie stellen den früher *Uredo rubigo vera* DC. genannten Pilz dar. Die ziemlich ebenso kleinen, schwarzen Teliosporenhäufchen sind hier dauernd von

Puccinia striae-
formis, Ge-
treiderost.

¹⁾ Vergl. Zühling's landw. Zeitg. 1871, pag. 678.

²⁾ Centralbl. f. Agrikulturchemie 1878, pag. 838.

³⁾ Zühling's Landw. Zeitg. 1879, Heft 3.

⁴⁾ Wiedemann's Centralbl. f. Agrikulturchemie 1885, pag. 189.

⁵⁾ Pflanzenkrankheiten. 2. Aufl. II, pag. 221.

⁶⁾ Vergl. Sorauer in Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II. 1892, pag. 219.

der Epidermis bedeckt und sehen daher nur wie schwarze Flecken der Blattsubstanz aus. Die Teleutosporen sind durch ihren sehr kurzen Stiel ausgezeichnet, ungefähr keulenförmig, der Scheitel nicht gerundet, sondern bald breit abgestutzt, bald unregelmäßig zugespitzt, infolge des Raummangels unter der Epidermis (Fig. 28). Das zugehörige Acidium ist nach de Bary's Infektionsversuchen ¹⁾ das *Aecidium asperifolii Pers.*, welches auf den Blättern vieler *Asperifoliaceen*, besonders auf *Anchusa officinalis*, *Borago officinalis*, *Lycopsis arvensis*, *Cynoglossum officinale* etc., sehr ähnlich dem der Berberitze in großen, gelben, polsterförmigen Flecken auftritt. Von diesem Schmarözer ist es gewiß, daß er im Uredozustande in jungen Gramineen überwintert, daß also Wintersaaten schon vom Herbst her mit dem Schmarözer in den Frühling kommen können. Das Acidium ist daher nicht unbedingt erforderlich für das Wiedererscheinen im Frühling; um so mehr müßte gegen die diesen Rost tragenden, wildwachsenden Gräser in der Nähe der Getreideäcker vorgegangen werden, denn *Bromus mollis* trägt häufig zur Zeit der Herbstbestellung noch ungemein reichlich den Uredozustand dieses Pilzes. Aber auch jene *Asperifoliaceen* müssen, insofern sie die Nährpflanzen des Acidiums sind, als dem Getreidebau schädliche Pflanzen gelten.

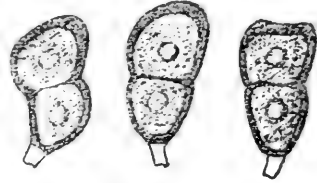


Fig. 28.

Teleutosporen von ***Puccinia striaeformis*** von zweizeiliger Gerste; 200fach vergrößert.

In Indien, wo dieser Rost der gewöhnlichste auf Weizen und häufiger als *Puccinia graminis* ist, soll es nach Barclay ²⁾ kein Acidium auf den *Asperifoliaceen* geben, ebensowenig wie in den indischen Weizenidistrikten, wo auch *Puccinia graminis* auftritt, Berberitzen vorhanden sind, sodaß also die Lebensweise der Getreideroste in Indien möglicherweise eine ganz andre als in Europa ist.

128. *Puccinia coronata* Corda, den Kronenrost, die dritte Art *Puccinia coronata*, Haferrost. Getreiderost, die jedoch unter dem Getreide vielleicht auf den Hafer beschränkt ist (Haferrost), auf diesem aber sehr häufig allein oder auch mit *Puccinia graminis* zusammen den Rost bildet; außerdem befällt sie auch viele Gräser, besonders häufig *Holcus lanatus*, *Calamagrostis epigeios*, *Aira caespitosa*, *Lolium perenne* etc. Im Uredozustande ist sie nicht von der *Puccinia straminea* zu unterscheiden. Die Teleutosporenhäufchen bleiben ebenfalls von der Epidermis überzogen, sie sind durchschnittlich etwas größer als bei jener, und es ist für sie charakteristisch, daß sie vorwiegend, wenn auch nicht ausschließlich, an den Blattflächen, auf beiden Seiten derselben auftreten, so daß da, wo dieser Parasit mit *Puccinia graminis* auftritt, besonders am Hafer, die Teleutosporenlager beider Pilze zum größten Teil auf Blattfläche und Blattscheide getrennt sind. Der wichtigste Unterschied liegt in der Form der Teleutosporen; diese sind sehr kurz gestielt, ungefähr keulenförmig und am Scheitel mit einer Krone aus mehreren unregelmäßigen, zackigen oder dornförmigen Fortsätzen der Sporenmembran versehen (Fig. 29). De Bary (l. c.) hat das zu diesem Rost gehörige

¹⁾ Neue Untersuchungen über Uredineen. 2. Mitteilung, Monatsber. d. Berliner Akad. 19. April 1866.

²⁾ The Journ. of Botany British and Foreign. 1892, No. 349.

Acidium in dem *Aecidium Rhamni Pers.* gefunden. Dasselbe wächst auf *Rhamnus cathartica* und *Frangula* und vielleicht noch auf andern Arten dieser Gattung, sowohl an erwachsenen Pflanzen wie an jungen Sämlingen. Es tritt sowohl auf den Blättern in dicken Polstern, besonders an den Rippen, als auch auf Blattstielen, Zweigen, Blütenstielen und allen Blüten teilen auf. Die letztgenannten Organe erleiden dabei eine bedeutende Hypertrophie und Mißbildung; sie schwellen um das Mehrfache ihres Querdurchmessers an, wobei sie sich oft unregelmäßig krümmen, die Blütenteile vergrößern sich in allen Dimensionen bedeutend. Die ganze Oberfläche der hypertrophierten Teile bedeckt sich dicht mit den gelbroten Acidienbecherchen. Für diesen Getreiderost spielen also die genannten Arten Kreuzdorn, die

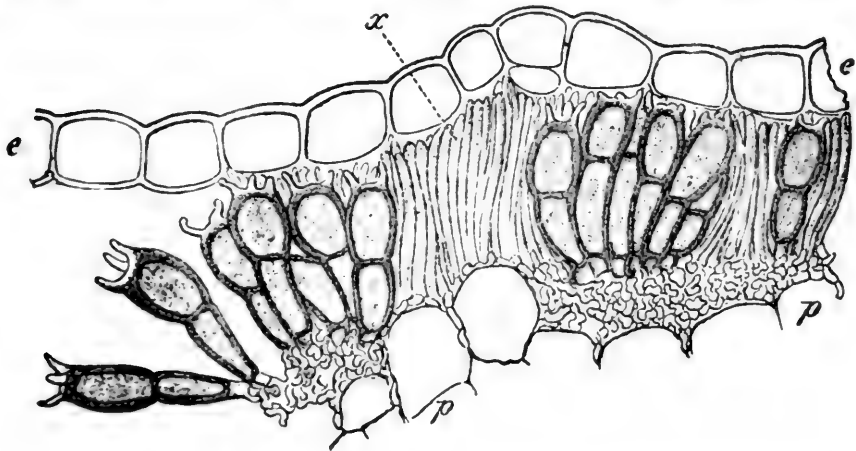


Fig. 29.

Teliosporenlager von ***Puccinia coronata***; Stück eines Durchschnittees durch ein Haferblatt, wo man die Teliosporen unterhalb der nicht durchbrochenen Epidermis *e*, zwischen dieser und den Mesophyllzellen des Blattes *p* stehen sieht; bei *x* unausgebildete, ebenfalls gebräunte Teliosporen. 480fach vergrößert.

auch wirklich in manchen Jahren epidemisch vom *Acidium* befallen sind, dieselbe Rolle wie der Sauerdorn für die *Puccinia graminis*. Nach Barclay¹⁾ kommt der Kronenrost im Himalaya auf *Brachypodium sylvaticum*, *Piptatherum holciforme* und auf *Festuca gigantea* und das dazu gehörige *Acidium* auf *Rhamnus cathartica* vor. Neuerdings hat Klebahn²⁾ auf Grund seiner und anderer Forscher Übertragungsversuche die Ansicht ausgebrochen, daß man in der *Puccinia coronata* zwei verschiedene Arten vor sich habe; die eine, welche auf dem Hafer, auf *Arrhenatherum elatius*, *Festuca elatior*, *Lolium perenne* etc. vorkommt, bilde das *Acidium* auf *Rhamnus cathartica* und andern Arten außer auf *Rhamnus Frangula*; die zweite, welche besonders *Dactylis glomerata*, *Festuca sylvatica* und wohl noch andere Gräser bewohnt, siehe mit dem *Acidium* auf *Rhamnus Frangula* in Generationswechsel. Ich habe den oben bei *Puccinia graminis* erwähnten Versuch Plowright's (pag. 163) mit *Puccinia coronata* angestellt, indem ich im

¹⁾ Transact. of the Linn. Soc. of London, 6. Dez. 1891.

²⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 340.

April überwintertes und eben in der Keimung begriffenes Teleutosporenmaterial zwischen und auf Keimpflanzen von Hafer, der unter Glocke wuchs, legte, aber ohne Rost auf dem Hafer erzeugen zu können.

129. *Puccinia sessilis* *Schneider*, auf Blättern von *Phalaris arundinacea*, in zahlreichen sehr kleinen Häufchen, die Teleutosporen von der Epidermis bedeckt, fast stiellos, keilförmig, mit abgestutztem Scheitel. Nach Winter¹⁾ gehört hierzu *Aecidium alii ursini* *Pers.*, auf den Blättern des *Allium ursinum*. Dagegen giebt *Plowright*²⁾ an, daß ihm mit einer von *Puccinia sessilis* nicht unterscheidbaren Form in England die Übertragung auf *Allium ursinum* nicht gelungen sei; dagegen hat er eine abweichende, von ihm als *Puccinia Phalaridis* *Plowr.* bezeichnete Form auf *Arum maculatum* übertragen können und das *Aecidium Ari* daraus entstehen sehen, wie auch umgekehrt aus dem letzteren wieder die *Puccinia Phalaridis* erzeugen können. *Dietel*³⁾ nimmt auf Grund seiner Versuche an, daß *Phalaris arundinacea* zwei morphologisch kaum unterschiedene Puccinien besitzt, deren eine mit dem *Aecidium* auf *Arum*, deren andere mit dem auf *Allium ursinum* zusammengehört.

Ferner wird von *Soppitt*⁴⁾ eine *Puccinia Digraphidis* *Sopp.* auf *Phalaris arundinacea* unterschieden, welche mit dem *Aecidium Convallariae* *Schum.* auf *Convallaria majalis*, *Polygonatum* und *Majanthemum* im Generationswechsel befunden wurde, was auch *Klebahn*⁵⁾ bestätigte. Später hat *Plowright*⁶⁾ noch eine Puccinie auf *Phalaris arundinacea* in England beobachtet, aus welcher er das *Aecidium* auf *Paris quadrifolia* erziehen konnte, welche aber weder auf *Allium* noch auf *Convallaria* noch auf *Arum* übertragbar war. Im Widerspruch damit steht wiederum die Angabe *Carlisle's*⁷⁾, wonach das *Aecidium* von *Paris* in genetischer Beziehung zu einer auf *Bromus asper* vorkommenden, als *Puccinia intermixta* *Carlisle* bezeichneten Teleutosporenform gehöre.

130. Der Schilfroß, *Puccinia arundinacea* *Hedw.* (*Puccinia Phragmitis* *Schum.*), auf Blattflächen und Scheiden von *Phragmites communis* und *Arundo Donax* mit ziemlich großen, elliptischen und linienförmigen braunen Uredo- und eben solchen, schwarzen, unbedeckten, polsterförmigen Teleutosporenhäufchen auf beiden Blattseiten. Die Teleutosporen sind länglich, ziemlich gleichhälftig zweizellig, an der Querscheidewand eingeschnürt, mit sehr langen Stielen. Winter⁸⁾ hat durch Infektionsversuche gezeigt, daß aus den Teleutosporen dieses Schilfroßes das *Aecidium rumicis* *Schlechtend.* auf *Rumex Hydrolapathum*, und aus den Sporen dieses wieder der Rost auf dem Schilfroß entstehen. *Rostrup*⁹⁾ berichtet, er habe aus dieser Puccinie

¹⁾ Bot. Zeitg. 1875, pag. 371.

²⁾ Extracted from the Linnean Societys Journal Botany. 4. Mai 1887.

³⁾ Hedwigia 1890, pag. 149.

⁴⁾ Journ. of Botany. 1890, pag. 213.

⁵⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 342.

⁶⁾ Gardeners Chronicle, 30. Juli 1892.

⁷⁾ Gard. Chronicle 1890, pag. 270.

⁸⁾ Botan. Zeitg. 1875, pag. 693.

⁹⁾ Nogle nye Jagttagelser angaaende heteroeciske Uredineer, Kopenhagen 1884.

auch auf verschiedenen Arten von Rheim Acidien erhalten. Dasselbe wird auch von Plowright¹⁾ angegeben.

Auf Phragmites.

131. *Puccinia Magnusiana* Kke., auf *Phragmites communis*, von der auf derselben Pflanze vorkommenden *Puccinia arundinacea* durch die kleinen, orangegelben Uredo-Häufchen und die kleinen, nur wenig polsterförmigen, sondern punkt- oder strichförmigen Teleutosporenlager unterschieden. Plowright²⁾ giebt an, daß *Puccinia Magnusiana* das *Acidium* auf *Ranunculus repens* erzeuge, was aber auch *Uromyces Poe* (S. 145) thun soll. — Auf dem Schilfrohr kommen übrigens noch andre Roste vor. So hat Plowright noch eine Art unterschieden, *Puccinia Trailii* Plowr., welche ihr *Acidium* nur auf *Rumex Acetosa*, nicht auf den andern *Rumex*-Arten bilden soll. Weiter sind zwei afrikanische Arten von Schilfrosten auf *Phragmites* und *Arundo* beschrieben worden, deren Acidien aber bis jetzt noch nicht bekannt sind, nämlich *Puccinia Trabuti Roum. et Sacc.*, in Algier, und *Puccinia torosa Thüm.*, am Kap, endlich auch noch eine australische Art: *Puccinia Tepperi* Ludwig, welche in Australien neben *Puccinia Magnusiana* vorkommt³⁾.

Auf Poa.

132. *Puccinia Poarum* Nielsen, auf *Poa annua*, *pratensis* und *nemoralis*; Teleutosporen sehr kurz gestielt, von der Epidermis bedeckt bleibend. Nach den von Nielsen⁴⁾ angestellten Infektionsversuchen steht dieser Rost mit dem *Aecidium Tussilaginis Pers.*, das häufig auf *Tussilago farfara* vorkommt, im Generationswechsel.

Auf Sesleria.

133. *Puccinia Sesleriae* Reichardt, auf *Sesleria coerulea*, wozu nach Reichardt⁵⁾, ein auf *Rhamnus saxatilis* vorkommendes *Acidium* gehört.

Auf Molinia.

134. *Puccinia Molinae* Tul., auf *Molinia coerulea*, die Teleutosporen in polsterförmig hervorbrechenden Lagern. Dazu gehört das *Aecidium Orchidearum Desm.*, auf *Orchis militaris* und *Listera ovata*.

Auf Alopecurus.

135. *Puccinia perplexans* Plowr., auf *Alopecurus pratensis*, *Arrhenatherum elatius* und *Poa*, soll nach Plowright (l. c.) mit einem *Aecidium* auf *Ranunculus acris* im Generationswechsel stehen.

Auf Agrostis.

136. *Puccinia Agrostidis* Plowr., auf *Agrostis vulgaris* und *alba* in England. Plowright⁶⁾ hat durch Infektionsversuche den Zusammenhang dieses Pilzes mit dem *Aecidium Aquilegiae Pers.* auf *Aquilegia* nachgewiesen.

Auf Festuca.

137. *Puccinia Festucae* Plowr., auf *Festuca ovina* und *duriuscula* in England, von Plowright (l. c.) als zu *Aecidium Periclymeni Schum.* auf verschiedenen Arten von *Lonicera* gehörig nachgewiesen.

Auf Chrysopogon.

138. *Puccinia Chrysopogonis* Barch., auf *Chrysopogon Gryllus* bei Simla im Himalaya. Nach Barclay⁷⁾ gehört hierzu das *Aecidium Jasmini Barch.* auf *Jasminum humile*.

1) Botan. Jahrbücher. 1883 I, pag. 384.

2) Botan. Centralbl. XXIII. 1885, Nr. 1.

3) Vergl. Ludwig in Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II. 1892, pag. 130.

4) Citirt in Zuss, bot. Jahrbücher. f. 1877, pag. 127.

5) Verhandl. f. f. zool.-bot. Gesellsch. Wien 1877, pag. 841.

6) Gardeners Chronicle 1890, pag. 41.

7) Transact. of the Linn. Soc. 6. Dez. 1891.

139. *Puccinia persistens* *Plowr.*, auf *Triticum repens* in Eng- Auf *Triticum*
land. Plowright¹⁾ zieht hierzu ein *Aecidium* auf *Thalictrum flavum* repens.
und minor.

140. *Puccinia caricis* *DC.*, auf verschiedenen Arten von *Carex*, Auf *Carex*
besonders *Carex pseudo-cyperus*, *riparia* und *paludosa*, an den Blattflächen, pseudocyperus
welche rings um jedes Sporenhäufchen sich gelb oder braun verfärben. Die etc.
kleinen, kurzen, durch die Epidermis hervorbrechenden Uredo- und Teleuto-
sporenhäufchen erscheinen beide hauptsächlich auf der Unterseite des Blattes.
Die Uredosporen sind länglich-eiförmig, die Teleutosporen kurzgestielt, keil-
förmig, am Scheitel mit sehr starker Membranverdickung. Nach Magnus²⁾
und Schröter³⁾ steht mit diesem Rost das *Aecidium urticae* *DC.*, im
Generationswechsel, welches auf den Blattnerven, Blattstielen und Stengeln
von *Urtica dioica*, *urens* und *pilulifera* vorkommt und an diesen Stellen
starke Hypertrophien, Anschwellungen und Krümmungen veranlaßt. In
Carex soll die Puccinie nach Schröter perennieren. Später ist es Schröter⁴⁾
gelingen, die auf den oben angeführten *Carex*-Arten vorkommende Puccinia
auf *Urtica* zu übertragen, wonach also alle diese Formen zu einer und
derselben Spezies gehören würden.

141. *Puccinia silvatica* *Schröt.*, auf *Carex brizoides* und *divulsa*. Auf *Carex*
Aus diesem Pilz konnte Schröter (l. c.) ein *Aecidium* auf *Taraxacum* brizoides und
officinale erziehen, während auch umgekehrt durch Aussaat dieser *Aecidium*- divulsa.
sporen auf *Carex brizoides* hier wieder Rost hervorgerufen wurde. Klebahn⁵⁾
hat diese Puccinie auch auf *Carex arenaria* angetroffen und sie von dieser
Nährpflanze auf *Taraxacum* übertragen können. Nun ziehen aber auf
Grund von Kulturversuchen Schröter⁶⁾ das *Aecidium* auf *Senecio nemo-*
rensis und Dietel⁷⁾ dasjenige auf *Lappa officinalis* ebenfalls zu *Puccinia*
silvatica.

142. *Puccinia Dioecae* *Magn.*, auf *Carex dioica* und *Davalliana* Auf *Carex* di-
Das *Aecidium* ist nach Rostrup (l. c.) das *Aecidium Cirsii* *DC.*, auf oica und Da-
Cirsium, *Serratula* und *Saussurea*. valliana.

143. *Puccinia Vulpinae* *Schröt.*, auf *Carex vulpina* mit dem *Aeci-* Auf *Carex*
dium auf *Tanacetum* nach Schröter⁸⁾. vulpina.

144. *Puccinia tenuistipes* *Rostr.*, auf *Carex muricata*; das Auf *Carex*
Aecidium soll auf *Centaurea Jacea* vorkommen⁹⁾. muricata.

145. *Puccinia limosae* *Magnus*, auf *Carex limosa*. Diesen Rost Auf *Carex*
konnte Magnus¹⁰⁾ aus Sporen eines *Aecidium* auf *Lysimachia vulgaris*, limosa.
welche an derselben Stelle wuchs, erzeugen.

1) Monogr. of British Uredineae, London 1889, pag. 180.

2) Sitzungsb. des Ver. naturf. Freunde zu Berlin, 17. Juni 1873.

3) Schles. Gesellsch. f. vaterl. Kultur, 6. November 1873. Desgl. Cohn's
Beitr. z. Biol. d. Pfl. III., pag. 1 ff.

4) Cohn's Beitr. z. Biol. d. Pfl. III. 1. Heft, pag. 57.

5) Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 336.

6) Schlesiens Pilze I, pag. 328.

7) Österr. bot. Zeitschr. 1889, Nr. 7.

8) Pilze Schlesiens, pag. 330.

9) Vergl. Rostrup, Hedwigia 1887, pag. 180. Schröter, Pilze
Schlesiens, pag. 329.

10) Tageblatt d. Naturf.-Verf. zu München 1877, pag. 199.

Auf Carex
arenaria.

146. *Puccinia arenariicola* *Plowr.*, auf *Carex arenaria* in England, wurde von Plowright¹⁾ aus dem *Aecidium Centaureae* auf *Centaurea nigra* durch Infektion erhalten, wie auch umgekehrt aus der *Puccinia* dieses *Aecidium* wieder erzeugt werden konnte, während auf *Urtica* kein *Aecidium* daraus entstand. Dagegen konnte auch Plowright aus *Puccinia caricis* das *Aecidium urticae* erzeugen.

Auf Carex
arenaria.

147. *Puccinia Schoeleriana* *Plowr.*, auf *Carex arenaria* in England. Plowright¹⁾ konnte aus diesem Pilze das *Aecidium Jacobaeae* *Grev.* auf *Senecio Jacobaea* hervorbringen, während *Centaurea* den Pilz nicht annahm.

Auf Carex vul-
garis etc.

148. *Puccinia paludosa* *Plowr.*, auf *Carex vulgaris*, *stricta*, *fulva* in England, soll nach Plowright (l. c.) zu einem *Aecidium* auf *Pedicularis palustris* gehören.

Auf Carex ex-
tensa.

149. *Puccinia extensicola* *Plowr.*, auf *Carex extensa* in England, soll nach Plowright (l. c.) zu einem *Aecidium* auf *Aster Tripolium* gehören.

Auf Eriophorum

150. *Puccinia Eriophori* *Thüm.*, auf *Eriophorum angustifolium*, mit welchem Rostrup (l. c.) ein auf *Cineraria pulustris* auftretendes *Aecidium* im Generationswechsel stehend vermutet.

Auf Scirpus.

151. *Puccinia Scirpi* *DC.*, auf *Scirpus*, soll nach Chodat²⁾ zu *Aecidium Nymphoidis* *DC.* gehören.

F. Arten unbekannter Stellung, ohne *Aecidium* und *Uredo*.

Auf Gladiolus

152. *Puccinia Gladioli* *Cast.*, auf *Gladiolus*-Arten in Frankreich und Algier und auf *Romulea ramiflora* in Italien.

Auf Tulipa.

153. *Puccinia Prostii* *Moug.*, auf *Tulipa silvestris* und *Celsiana* in Frankreich und Italien.

Auf Ornithogum.

154. *Puccinia Ornithogali* *Haszl.*, auf *Ornithogalum Borschianum* in Ungarn.

Auf Scilla.

155. *Puccinia Scillae* *Link.*, auf *Scilla bifolia* in Ungarn.

Auf Polygonum.

156. *Puccinia Fagopyri* *Barcl.*, auf den Blättern von *Polygonum Fagopyrum* in Simla in Indien, mit braunen Uredosporen.

Auf Thalictrum.

157. *Puccinia rhytismoidis* *Johans.*, auf *Thalictrum alpinum* in Norwegen.

Auf Berberis.

158. *Puccinia Berberidis* *Mont.*, auf *Berberis glauca* und *spinulosa* in Chili.

Auf Frankonia.

159. *Puccinia pulvinulata* *Rud.*, auf *Frankonia pulverulenta* in Südeuropa.

Auf Umbilicus.

160. *Puccinia Umbilici* *Guep.*, auf *Umbilicus pendulinus* in Belgien, Frankreich und England.

Auf Arachis

161. *Puccinia Arachidis* *Speg.*, auf den Blättern von *Arachis hypogaea* in Südamerika.

Auf Senecio.

162. *Puccinia glomerata* *Grev.*, auf *Senecio Jacobaea* in England.

Auf Carduus.

163. *Puccinia Cardui* *Plowr.*, auf *Carduus lanceolatus* und *crispus* in England.

¹⁾ l. c. 5. Mai 1887 u. *Monogr. of British Uredineae*, London 1889.

²⁾ *Archives des sc. phys. et. nat.* Genf 1889, pag. 387.

III. Uropyxis Schröt.

Wie Puccinia, nur hat jede Sporenzelle mehrere, an den Seitenwänden symmetrisch stehende Keimporen. Uropyxis.

Uropyxis Amorphae Schröt. (Puccinia Amorphae Curt.), auf den Auf Amorpha. Blättern von Amorpha fruticosa und canescens in Nordamerika, mit Uredo- und Teleutosporen.

IV. Rostrupia Lagerh.

Die Teleutosporen sind meist drei- bis vierzellig, im übrigen denen von Puccinia sehr ähnlich¹⁾. Rostrupia.

Rostrupia Elymi (Puccinia Elymi Westend., Puccinai triarticulata Berk. et Curt.) auf Elymus. Auf Elymus.

V. Chrysospora Lagerh.

Die Teleutosporen sind zweizellig, wie bei Puccinia, und stehen auf einem gelatinösen Stiel, feimen aber in ganz anderer Weise, nämlich indem jede Sporenzelle durch drei Querwände in vier Zellen sich teilt, deren jede dann als Promycelium ein Sterigma mit einer einzigen Sporidie treibt, ähnlich wie bei Coleosporium. Lagerheim²⁾ hat folgende Art entdeckt. Chrysospora.

Chrysospora Gynoxidis Lagerh., auf Gynoxis pulchella und buxifolia in Ecuador, lebhaft rote, ringförmige Sporenlager bildend, denen auf der Oberseite des Blattes im Centrum des Ringes stehende Spermogonien entsprechen; andre Sporenformen werden nicht gebildet. Auf Gynoxis.

VI. Diorchidium Kalchbr.

Die Teleutosporen bestehen aus zwei nebeneinander auf einem gemeinsamen Stiele sitzenden Zellen, deren Scheidewand in der Verlängerung des Stieles liegt. Jede Zelle hat zwei Keimporen auf den Seitenflächen. Es kommen entweder nur Teleutosporen oder zugleich Uredosporen vor. Verschiedene Arten auf Dicotylen in den wärmeren Ländern Amerikas und Afrikas. Genauer bekannt ist Diorchidium.

Diorchidium Steudneri Magn., auf der abessinischen Leguminose Ormocarpum bibracteatum, nur Teleutosporen in festen, dunkelbraunen Häufchen auf beiden Seiten der Fiederblättchen bildend. Das obere Ende des Stieles der Spore bildet infolge Aufquellens der Membran eine Verdickung, die sich mit der Spore abtrennt und dieselbe bei Zutritt von Wasser mit einer gallertartigen, leicht anklebenden Hülle umgiebt, wodurch die Verbreitung der Sporen erleichtert wird³⁾. Auf Ormocar-
pum.

¹⁾ Vergl. Lagerheim, Journ. de Botan. 1889, pag. 185.

²⁾ Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. IX, pag. 344.

³⁾ Vergl. Magnus, Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. 1891, pag. 91.

VII. *Triphragmium* Link.

Triphragmium

Diese Gattung ist charakterisiert durch gestielte, dreizellige Teleutosporen, deren drei Zellen in der Mitte zusammenstoßen (Fig. 30). Außerdem findet sich ein Uredozustand, aber kein Aecidium.

Auf *Spiraea ulmaria*.

1. *Triphragmium Ulmariae* Link auf *Spiraea ulmaria*. An der Unterseite der Blätter brechen die Sporenhäufchen hervor, und daselbst rötet sich das Blatt, besonders an der Oberseite, und wird zuletzt misfarbig und dürr. Zuerst erscheinen gelbrötliche Sporenhäufchen, welche aus Uredosporen (*Uredo Ulmariae* Alb. et Schw.) bestehen, in deren Begleitung Spermogonien an der oberen Seite des Blattes auftreten. Danach bilden sich an der Stelle der Uredosporen die schwarzbraunen, abstäubenden Teleutosporen. Die Aecidienform scheint durch den Uredozustand vertreten zu werden, da sich Spermogonien in dessen Begleitung finden.

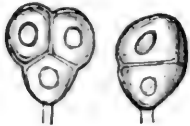


Fig. 30.

Teleutosporen von **Triphragmium Ulmariae**, in zwei verschiedenen Stellungen gesehen. 200fach vergrößert.

Auf *Spiraea Filipendula*.

2. *Triphragmium Filipendulae* Winter, auf *Spiraea Filipendula*, und dem vorigen durchaus ähnlich.

Auf *Meum*.

3. *Triphragmium echinatum* Lév., auf *Meum athamanticum* und *Mutellina*; der Uredozustand fehlt, nur Teleutosporen finden sich; diese sind mit langen Stacheln bedeckt.

Auf *Isopyrum*.

4. *Triphragmium Isopyri* Mong., auf *Isopyrum thalictroides* in Frankreich und Italien.

VIII. *Sphaerophragmium* Magn.

Sphaerophragmium

Die Teleutosporen bestehen aus vier bis neun Zellen, welche zu einem kugelförmigen Körper, wie die drei Sporen von *Triphragmium* zusammengewachsen sind.

Auf *Acacia*.

Sphaerophragmium Acaciae Magn. (*Triphragmium* A. Cooke), auf *Acacia*; den Teleutosporen gehen Uredosporen voraus¹⁾.

IX. *Phragmidium* Link.

Phragmidium.

Die hierhergehörigen Rostpilze haben ebenfalls gestielte, aber vielzellige Teleutosporen, nämlich von walzenförmiger Gestalt und durch mehrere Querscheidewände in eine Reihe übereinanderstehender Zellen geteilt; die Stiele sind farblos, der Sporentörper dunkelgefärbt (Fig. 32). Dieselben bilden sich auf der Unterseite der Blätter in schwarzen Häufchen. Obendasselbst gehen ihnen meist Uredosporen voraus, welche ein lebhaft orangerotes Pulver in kleinen, runden, zahlreichen, oft zusammenfließenden Häufchen darstellen. Die befallenen Blätter, besonders die mit den Sporenhäufchen besetzten Stellen, ändern ihre Farbe in gelb oder rot. Die Aecidiumform dieser Pilze wurde früher meist mit dem Uredozustand verwechselt. Sie wohnt autöcisch auf den gleichen

¹⁾ Vergl. Magnus, Berichte d. deutsch. bot. Ges. IX, pag. 118.

Nährpflanzen und geht dem Uredo- und Teleutosporenzustand voraus. Sie hat die mit dem Gattungsnamen *Caeoma* belegte Form (Fig. 31), d. h. sie stellt orangegelbe, unregelmäßig ausgebreitete, oft peripherisch sich weiter entwickelnde Lager dar, in denen die Sporen nach Aecidienart fettenförmig übereinanderstehend abgechnürt werden, haben keine eigentliche Peridienhülle, sondern sind nur von einem Kranze feulenförmiger

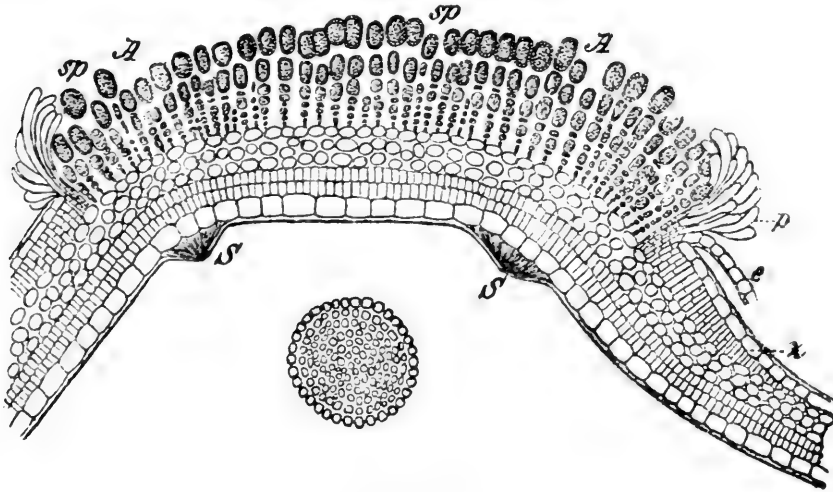


Fig. 31.

Durchschnitt durch eine Blattstelle von *Rosa canina* mit einem **Caeoma** (Aecidienzustand) von *Phragmidium tuberculatum*. A das Caeoma-Lager mit den fettenförmig übereinanderstehenden Sporen sp; umrandet von dem Kranze von Paraphysen p; zur Seite greift das Pilzlager z, noch weiter unten die Epidermis, die bei e durch das Sporenlager aufgebrochen werden ist. SS Spormogonien auf der andern Seite des Blattes. 70fach vergrößert. Darunter eine Caeoma-Spore stark vergrößert, um das grobwarzige Eosporium zu zeigen. Nach J. Müller.

Paraphysen umgeben. Dieser Aecidienzustand bringt gewöhnlich an den Stengelteilen, Blatt- und Blütenstielen, welche er befällt, Anschwellungen hervor und kann in den Stengelteilen, die er bewohnt, überwintern. Als Mittel gegen diese Roste würde also die Vernichtung aller die Teleutosporen tragenden Teile vor dem Eintritt des Winters sowie im Frühlinge das Abschneiden der etwa mit der Aecidiengeneration besetzten Teile in Betracht kommen.

A. Phragmidiopsis.

Phragmidiopsis.

Nur Aecidium und Teleutosporen kommen vor; Uredo fehlt.

1. *Phragmidium carbonarium* Winter (*Xenodochus carbonarius* Auf *Sanguisorba Schlechtend.*), auf *Sanguisorba officinalis*, der Aecidienzustand in großen, orangeroten Polstern auf Stengeln und Blättern, die Teleutosporenlager schwarz, polsterförmig, die Teleutosporen kurz gestielt, bestehen aus einer rosenkranzförmig eingeschnürten Reihe von 4 bis 22 Zellen.

B. *Euphragmidium*.*Euphragmidium*

Rost der Rosen.

Acidium, Uredo- und Teleutosporen sind vorhanden.

2. Rost der Rosen, *Phragmidium subcorticium* Winter, an der kultivierten *Rosa centifolia*, sowie an den wildwachsenden Arten *Rosa canina*, *arvensis*, *gallica*, *cinnamomea*, *pimpinellifolia*, *tomentosa* etc. Der Uredozustand (*Uredo Rosae Pers.*), bildet auf der Unterseite der Blätter zahlreiche, runde Häufchen von Sporen, welche oft die ganze Blattunterseite lebhaft rotgelb bestäuben. Bald danach treten ebendasselbst die schwarzen, unregelmäßig verbreiteten und zusammenfließenden Häufchen der Teleutosporen auf. Letztere haben einen langen, unten verdickten Stiel, sind 4- bis 9zellig und am Ende mit einem farblosen, kegelförmigen Spitzchen versehen (Fig 32). Die befallenen Blätter vergilben allmählich, während die Teleutosporen sich auf ihnen entwickeln. Eriksson¹⁾ berichtet von einem verderblichen Auftreten dieses Pilzes mehrere Jahre hintereinander, wobei sich aber nur der Acidiumzustand und vereinzelte Uredohäufchen, aber keine Teleutosporen zeigten, was auf ein Perennieren des Myceliums im Rosenstocke hinzudeuten scheint. Genauer ist der Entwicklungsgang des Pilzes durch eine bei mir angestellte Untersuchung J. Müller's²⁾ aufgeklärt worden. Hiernach erscheint der Acidiumzustand in Form schön orangegelb gefärbter freisrunder, aber oft zu beträchtlicher Länge zusammenfließender Lager mit Ausnahme der Zeit vom Dezember bis März das ganze Jahr hindurch auf der Unterseite der Blätter, der Blattstiele, an den Kelchen der Blüten und besonders an den Rosenstämmchen, meist starke Hypertrophien, Verdickungen und Krümmungen veranlassend und gewöhnlich in Begleitung von Spermogonien. Es wurde nachgewiesen, daß das Mycelium dieses Pilzzustandes in der Rinde und im Holze des Stammes überwintert und im nächsten Frühjahr neue Acidien daselbst hervortreten läßt. Es wurde auch beobachtet, daß die Acidiumsporen keimen, auf den Rosenblättern durch die Spaltöffnungen eindringen und dann den Uredo- und Teleutosporenpilz erzeugen. Die Teleutosporen nach Überwinterung zum Keimen zu bringen, gelang nicht, so daß hier vielleicht die Erhaltung des Pilzes mehr durch die perennierende Acidienform vermittelt wird. Die Rosenstämmchen werden an den vom Acidium befallenen Stellen brüchig, was sich beim Umlegen derselben bemerkbar macht.



Fig. 32.
Teleutospore
von *Phrag-*
midium
subcortici-
um.

Auf *Rosa alpina*.

3. *Phragmidium fusiforme* Schröt. (*Phragmidium Rosae alpinae* Winter), auf *Rosa alpina*, dem vorigen ähnlich, aber die Teleutosporen 7- bis 13zellig, in der Mitte etwas dicker. Der Acidiumzustand findet sich auf den Blättern.

Auf *Rosa canina*
etc.

4. *Phragmidium tuberculatum* J. Müller auf *Rosa canina* und *cinnamomea*. Der von J. Müller³⁾ aufgefundenen Pilz unterscheidet sich namentlich durch sein Acidium, welches nur auf Blättern in Form freisrunder Lager auf purpurroten Flecken auftritt, ohne Hypertrophie zu erzeugen, und

¹⁾ Beitr. zur Kenntnis der Krankheiten unserer kultivierten Pflanzen I.

²⁾ Die Rostpilze der Rosa- und Rubus-Arten. Landw. Jahrb. XV. 1886, pag. 721.

³⁾ l. c. pag. 729.

dessen Sporen nicht wie die der andern Arten stachelig, sondern grobwarzig find. Die Uredo- und Teleutosporenlager sind sehr klein (Fig. 31).

5. Rost der Brombeersträucher, *Phragmidium violaceum* Rost der Brom-
Winter, besonders auf *Rubus fruticosus* im Herbst. Die Acidien nebst beersträucher.
 Spermogonien stehen auf rotgesäumten, unregelmäßigen Flecken der Blätter. An der Unterseite der Blätter werden dann zuerst die brennend orangeroten Staubmassen der Uredosporen (*Uredo Ruborum DC*) sichtbar, welche anfangs runde Häufchen bilden, aber, in dem Filz des Blattes hängen bleibend, oft ein großes Stück der Blattfläche bedecken. Sehr bald erscheinen daselbst die tief schwarzen, zuletzt ziemlich großen und zahlreichen Räschen der Teleutosporen. Letztere sind 3- bis 5 zellig, cylindrisch, am Scheitel mit kegelförmiger Papille, warzig verdickt; der Stiel ist am Grunde schwach angeschwollen. Das Blatt ist an jedem Punkte, wo es unterseits ein Teleutosporenhäufchen trägt, an der Oberseite intensiv purpurrot gefleckt; später stirbt das Centrum dieser Flecken ab unter Bräunung und bleibt von einem purpurroten Hof gesäumt. Unter diesen Veränderungen verderben die Blätter vorzeitig. Die schon von Tulasne beobachtete Keimung der Teleutosporen ist von F. Müller¹⁾ nochmals genau verfolgt worden, besonders in Bezug auf die Infektion der Nährpflanze; hiernach dringen die Keimschläuche nach Bildung einer sich fest auf die Epidermis auflegenden Anschwellung (Appressorium) an der Grenz wand je zweier Epidermiszellen in das Brombeerblatt ein.

6. *Phragmidium Rubi Winter*, auf *Rubus fruticosus*, *caesius*, Auf *Rubus*-
saxatilis und im Norden auf *R. arcticus*, vom vorigen durch die sehr Arten.
 kleinen Sporenlager, welche auch nur einen gelblichen oder bräunlichen Flecken oder gar keine Fleckenbildung veranlassen, und durch die kürzeren, am Grunde stark verdickten Sporenstiele und die 3- bis 8 zelligen Sporen unterschieden. Die Acidien kommen auf den Blättern vor.

7. Rost der Himbeersträucher, *Phragmidium intermedium Ung.* Rost der Him-
 (*Phragmidium Rubi idaei Winter*), auf *Rubus Idaeus*, die Acidien bilden beersträucher.
 freisförmige Gruppen auf den Blättern (*Uredo gyrosa Rebert.*); die Uredohäufchen sind sehr klein und stehen zerstreut auf der Blattunterseite, daselbst erscheinen später die ebenfalls sehr kleinen schwarzen Häufchen der Teleutosporen; letztere haben einen nach unten etwas verdickten Stiel, sind 6- bis 10 zellig, am Scheitel mit kurzem Spitzchen. Die Himbeerblätter vergilben und bräunen sich schließlich, sobald einmal die Teleutosporen auf ihnen sich gebildet haben.

8. *Phragmidium obtusum Link* (*Phragmidium Fragariae Winter*), Auf *Poterium*
 auf *Poterium Sanguisorba*, *Potentilla alba*, *Fragariastrum* und *micrantha*, und *Potentilla*.
 Acidien besonders an Stengeln und Blattnerven, Uredo- und Teleutosporen-
 lager klein, zerstreut, Teleutosporen ziemlich kurz gestielt, 3- bis 5 zellig,
 grobwarzig. Schröter²⁾ trennt diese Form in zwei Arten: *Phragmidium*
Sanguisorbae Schröt., auf *Poterium* und *Phragmidium Fragariastrum*
Schröt., auf *Potentilla*-Arten.

9. *Phragmidium Tormentillae Fockel*, auf *Potentilla Tormen-* Auf *Potentilla*
tilla und *procumbens*, vom vorigen durch langgestielte, 3- bis 8 zellige, Tormentilla.
 glatte Teleutosporen unterschieden.

¹⁾ l. c. pag. 375.

²⁾ Pilze Schwedens, pag. 341.

Auf *Potentilla strigosa*.

10. *Phragmidium papillatum* Dietel, auf *Potentilla strigosa*.

Auf *Potentilla*-Arten.

11. *Phragmidium Potentillae* Winter, auf *Potentilla argentea*, mixta, recta, supina, cinerea, opaca, verna, aurea, alpestris, mit 3- bis 7zelligen, glatten Teliosporen auf sehr langen, unten nur wenig verdickten Stielen.

Auf Rosen.

12. *Phragmidium devastatrix* Sorok., auf den Spitzen der jungen Rosen sproßlinge in Mittelasien.

X. Gymnosporangium DC. der Koniferen und die Gitterroste der Kernobstgehölze.

Gymnosporangium auf *Juniperus*-Arten.

An den lebenden Stämmen und Ästen von Koniferen, besonders der *Juniperus*-Arten, kommt ein Rost vor, *Gymnosporangium* DC.

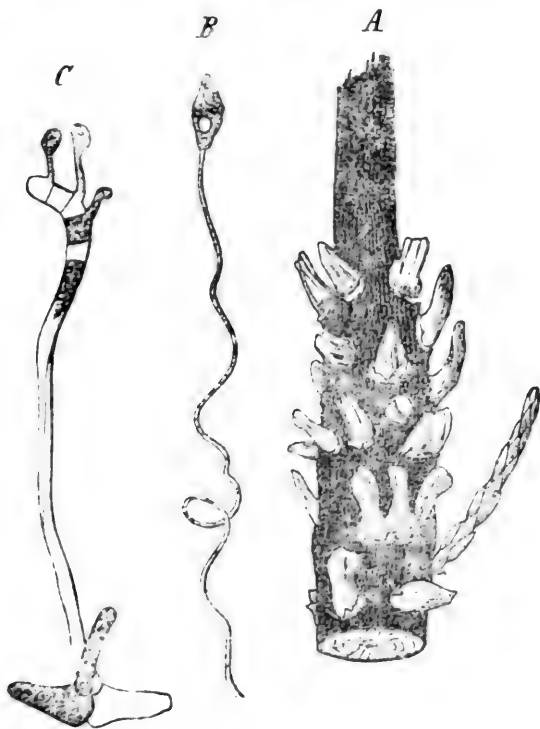


Fig. 33.

Gymnosporangium fuscum DC. A Zweigstück von *Juniperus Sabina* mit einer verdickten Stelle, an welcher die (hier wenig aufgequollenen) Fruchtkörper des Pilzes hervorbrechen. Rechts ein grünes Zweiglein. Natürliche Größe. B Eine Teliospore mit Stiel aus einem Fruchtkörper, 200fach vergrößert. C Eine solche keimend, ein Promycelium bildend, an welchem Sporidien abgezeichnet werden. 250fach vergrößert.

Der Oberfläche sich befinden. Dieselben sind aus je zwei orangefarbenen, ungefähr kegelförmigen, mit den Grundflächen sich berührenden Zellen zusammengesetzt (Fig. 33 B), ähneln daher in Haupt-

oder *Podisoma* Link, von dem mehrere Arten unterschieden werden. Gemeinsam ist diesen, daß sie in Form meist zahlreich beisammen stehender, ziemlich großer, 2—4 cm langer, 1—2 cm dicker, stumpf kegelförmiger, gelber bis rotbrauner, je nach der Feuchtigkeit des Wetters mehr oder weniger gallertartiger Fruchtkörper aus der Rinde hervorbrechen (Fig. 33 A). Diese bestehen aus zahlreichen, durch Gallerte zusammengehaltenen, farblosen, einzelligen Fäden, welche von der Basis gegen die Oberfläche der Auswüchse hin gerichtet sind und die Stiele der Sporen darstellen, die auf den Enden derselben stehen und daher zumeist an

sache den Sporen der Puccinien und stellen wie diese den Teleutosporenzustand von Rostpilzen dar. Diese Sporenhäuschen erscheinen im Frühjahr; nach kurzer Zeit zerfließen sie mehr oder weniger und bald vertrocknen und verschwinden sie und hinterlassen helle, von der aufgeborstene Rinde umsäumte Narben. An denselben Stellen, wo die Fruchtkörper stehen, findet man das Mycelium des Pilzes im Inneren der Rinde, die Zellen derselben umspinnend. Nach Gramer¹⁾ perenniert das Mycelium des *Gymnosporangium fuscum* in den einmal ergriffenen Stellen der Rinde der *Juniperus Sabina* und breitet sich weiter aus; schon Anfang November werden die für das nächste Jahr bestimmten Teleutosporenlager angelegt und sind als halbkugelige, rotgelbe Aufreibungen zu erkennen. Die von dem Parasit befallenen Stellen der Rinde sind immer mehr oder minder angeschwollen. Der Pilz veranlaßt also eine Hypertrophie; Gramer²⁾ giebt darüber folgendes an. Dieselbe erstreckt sich nicht bloß auf die Rinde, sondern auch auf das Holz, obwohl in dieses so wenig wie in das Cambium Pilzfäden eindringen. An einer Geschwulst, welche 11 Jahresringe zeigte, waren diese sämtlich verdickt, so daß also diese Stelle ebenso lange den Parasiten beherbergt haben mußte; die Rinde war 4 mm dick, unterhalb der Geschwulst nur 1 mm. Die älteren Geschwülste sind oberflächlich von den Narben der alten Sporenlager aufgerissen, aber selbst an den dicksten Geschwülsten bekleidet noch eine zusammenhängende, tiefere Rindenschicht das Cambium, und der Holzkörper ist intakt. Aus diesem Grunde und weil der Parasit die grünen Teile meist verschont, leiden die Pflanzen unter dieser Krankheit verhältnismäßig wenig. Bei der Vermehrung der *Juniperus Sabina* durch Stecklinge hat man beobachtet, daß die Abkömmlinge kranker Individuen ebenfalls jene Fruchtkörper hervorbringen.

Mit diesen Pilzen im Generationswechsel stehen aber Acidien- generationen, welche verschiedene Kernobstgehölze bewohnen und früher mit dem Gattungsnamen *Roestelia Rebent.*, Gitterrost, bezeichnet wurden. Sie verursachen an der Unterseite der Blätter und an jungen Früchten orangegelbe bis karminrote, polsterartig verdickte Flecken, welche ganz diejenige Beschaffenheit zeigen, die oben für die Acidien im allgemeinen angegeben worden ist, insbesondere auch das Verschwinden des Chlorophylls, die Vermehrung der Mesophyllzellen und Erfüllung derselben mit Stärkemehl. Zwischen den Zellen dieses hypertrophierten Teiles wachsen zahlreiche orangegelbe Myceliumfäden, und hier bilden

Gitterrost
(*Roestelia*) der
Kernobstgehölze.

¹⁾ Über den Gitterrost der Birnbäume. Solothurn 1876, pag. 7.

²⁾ l. c. pag. 8.

sich auch endogen sowohl die Spermogonien, deren Mündungen als zahlreiche, sehr kleine, orangerote Würzchen an der Oberseite des kranken Blatts Flecken sichtbar werden, als auch die eigentlichen, hier ziemlich großen und eigentümlichen Acidienfrüchte, welche auf der Unterseite der Blattgeschwulst, auf jungen Früchten aber oft an der ganzen Oberfläche derselben hervorbrehen. In ihrem Bau stimmen dieselben im wesentlichen mit *Acidium* überein (vergl. S. 135); doch stellen sie größere röhren- oder flaschenförmige Behälter dar, deren einschichtig zellige



Fig. 34.

Ein Stück Birnblatt mit drei Polstern, auf denen die Früchte des **Gitterrostes** (*Roestelia cancellata* R. bent.) sitzen. Wenig vergrößert.

Hülle (Peridie) gewöhnlich unterhalb der Spitze mit zahlreichen Längsspalten gitterförmig sich öffnet, um die Sporen austreten zu lassen (Fig. 34). Letztere werden ebenfalls reihenweis übereinander von den Basidien abgeschnürt, jedoch so, daß allemal jede Spore mit einer später verschwindenden Zwischenzelle abwechselt. Zuletzt bleiben die entleerten Röhren als vertrocknete Anhängsel auf dem Blatte bis zum Abfall desselben

erhalten. Diese kranken Blattstellen zeigen sich im Frühjahr, bald nachdem das Gymnosporangium auf seinen Nährpflanzen fruktifiziert hat, etwa im Mai, anfangs als kaum einen Quadratmillimeter große, undeutliche Flecken oft in großer Anzahl an einem Blatte. Allmählich werden sie größer und deutlicher; zeitig erscheinen an ihrer Oberseite Spermogonien, deren Zahl mit Zunahme des Umfanges des Fleckens sich vergrößert; gegen Ende Juli erreichen die Flecken ihre volle Größe, beginnen polsterförmig anzuschwellen und ihre Hötelien zu entwickeln. Ist schon im Juli bekommen die befallenen Blätter auch an den vom Pilze nicht ergriffenen Stellen ein fränkliches Ansehen und werden mehr gelblich. Es werden also nicht nur die Blätter in der Assimilationsthätigkeit geschwächt, sondern es wird auch zur Ausbildung der Blattgeschwülste ein ansehnliches Quantum assimilierter Nahrung der Pflanze entzogen. Daher erklärt es sich, warum ein Minderertrag an Früchten die Folge ist, auch wenn diese selbst nicht vom Pilze angegriffen werden, warum also besonders bei Birnbäumen

das meiste oder alles Obst vorzeitig abfällt; ja nach Cramer¹⁾ kann es sogar geschehen, daß wenn die Krankheit sich alljährlich wiederholt, der Baum gänzlich abstirbt.

Daß die Teleutosporen des Gymnosporangium keimen, sobald sie reif sind, gewöhnlich schon in dem Schleim, in welchen die Sporenlager zerfließen, war schon Gasparrini²⁾ bekannt und wurde von Tulasne³⁾ genauer beobachtet. Jede Sporenzelle treibt aus den in der Nähe der Grenz wand beider Zellen zu 4 im Kreuz stehenden Keimsporen einen oder mehrere Keimschläuche, die zu einem Promycelium werden, an welchem Sporidien sich bilden (Fig. 33 C), in der für die Teleutosporen überhaupt charakteristischen Weise. Daß durch diese Sporidien der Bitterrost auf den Pomaceen hervorgebracht wird, daß dieser also der Acidienzustand jenes Rostes ist, wurde von Ørsted⁴⁾ bewiesen. Derselbe säete Sporidien des Gymnosporangium fuscum auf Birnbaumblätter aus und sah nach sieben Tagen an diesen Punkten gelbe Flecken auftreten, in denen sich das Mycelium nachweisen ließ und auf denen nach weiteren zwei bis drei Tagen Spermogonien der Roestelia sich zeigten. In der gleichen Weise hat Ørsted⁵⁾ auch die andern bekannten drei europäischen Arten von Gymnosporangium mit Erfolg auf Pomaceen übertragen und so die zu ihnen gehörigen Formen von Röstelien, die auf den Kernobstgehölzen vorkommen, bezeichnet. In neuerer Zeit haben nun auch viele andre Forscher Übertragungsversuche mit den Gymnosporangium-Formen auf verschiedene Pomaceen angestellt. Dabei hat sich nun zwar die Zusammengehörigkeit von Gymnosporangium mit den Röstelien der Pomaceen überhaupt immer bestätigt, aber bezüglich des Zusammenhanges der einzelnen Formen dieser Pilze sind schließlich die größten Differenzen und Verwirrungen entstanden. Da die Frage in diesem Augenblicke noch ganz unentschieden ist, so registrieren wir in folgendem objectiv alle bisher von den einzelnen Forschern bei ihren Impfversuchen erhaltenen Ergebnisse. Aus denselben glaubte Tübeuf⁶⁾ den Schluß ziehen zu müssen, daß eine und dieselbe Gymnosporangium-Art verschiedene Formen von Röstelien erzeugen kann und daß verschiedene Arten von Gymnosporangium auf dieselbe Wirtspflanze wenn auch mit verschiedenem Erfolge übertragbar

Generationswechsel zwischen Gymnosporangium und Roestelia.

¹⁾ l. c. pag. 4.

²⁾ Vergl. Rees, Rostpilzform der deutschen Coniferen. Abhandl. d. naturf. Gesellsch. Halle XI, pag. 59.

³⁾ Ann. sc. nat. 4. sér. T. II. 1854.

⁴⁾ Bot. Zeitg. 1865, pag. 291.

⁵⁾ Bot. Zeitg. 1867, pag. 222.

⁶⁾ Centralblatt f. Bacteriologie u. Parasitenkunde. IX. 1891. pag. 89.

sind. Die Annahme, an welcher man seit den Versted'schen Übertragungsversuchen festhielt, daß jede Roestelia-Form immer einer bestimmten Gymnosporangium-Art zugehören müsse, würde dann also eine irrige gewesen sein. Doch scheinen andererseits wieder die unten erwähnten Infektionsversuche Fischer's für eine feste Beziehung zu bestimmten Roestelia-Formen zu sprechen. Inzwischen ist es Plowright¹⁾ auch gelungen, umgekehrt durch Ausfaat der Sporen der Roestelia lace-rata auf junge Juniperus communis-Pflänzchen im zweiten Jahre nach der Impfung Anschwellung der Rinde und Entstehung des Gymnosporangium clavariaeforme zu erzielen. Da Röstelien also die Acidien des Gymnosporangium sind, so geben die Juniperus-Arten den geeigneten Boden für die Fortpflanzung der Röstelien.

Diese Parasiten haben also nur zwei Generationen, nämlich keinen Uredozustand, wenn nicht gewisse, den Teleuto-sporen gleiche, nur viel dünnwandigere zwischen diesen vorkommende Sporen nach Kienitz-Gerloff's²⁾ Meinung als Uredosporen aufzufassen sind, die sich hier von den Teleuto-sporen noch nicht vollständig differenziert haben sollen. Jedenfalls geht aus dem obigen hervor, daß die Roste der Kernobstgehölze alljährlich durch die auf den Juniperus-Arten gebildeten Teleuto-sporen erzeugt werden. Die unten anzuführenden Beobachtungen über das Auftreten des Gitterrostes geben dafür auch die Bestätigung im großen. Das einzige Mittel, diese Roste zu verhüten, ist daher nach den gegenwärtigen Kenntnissen nur die sorgfältigste Entfernung aller mit dem Pilze bedeckten Juniperus-Äste oder die gänzliche Ausrottung dieser Nährpflanzen in der Nähe der Obstbäume. Die einheimischen vier Spezies von Gymnosporangium, die aber auch außerhalb Europas, in Nord-Amerika, beobachtet worden sind, führen wir hier zusammen mit ihren zugehörigen, ebendasselbst vorkommenden Gitterrosten auf.

Gymnosporan-
gium fuscum
und der
Gitterrost der
Birnbäume.

1. *Gymnosporangium fuscum* DC. (*G. Sabinae* Winter, *Podisoma fuscum* Corda), auf dem Zadebaum (*Juniperus Sabina*), desgleichen auf *Juniperus oxycedrus*, *virginiana*, *phoenicea*, sowie auf *Pinus halepensis* beobachtet, mit kegelförmigen oder cylindrischen, oft seitlich zusammenge-drückten orangefarbenen Fruchtkörpern, deren Sporen sehr lang gestielt, und teils ungefähr rund und braun, teils gestreckt spindelförmig und gelb sind. Zu ihm gehört der Gitterrost der Birnbäume (*Roestelia cancellata* Rehm.), welcher auf der Unterseite polsterförmig angeschwollener Blatrflecken, seltener auf jungen Früchten sitzt und ellipsoidische, blaßgelbe, bis 3 mm lange Peridien hat, die mit Längsspalten gitterförmig unter dem mühenartig ganz bleibenden Scheitel sich öffnen. Die durch diesen Pilz verursachten Krankheitserscheinungen sind oben schon erwähnt worden. Die

¹⁾ Extracted from the Linnean Society's Journal Botany, 5. Mai 1887.

²⁾ Botan. Zeitung 1888, pag. 389.

Beobachtungen, welche über das Auftreten dieser Krankheit der Birnbäume gemacht worden sind, bestätigen durchaus, daß dieselbe durch in der Nähe stehende, Gymnosporangium tragende Eadeebäume verursacht wird. Dersted beobachtete sie in Gärten, in denen Eadeebaumbüsche angepflanzt waren, welche den Pilz hatten; auch berichtet er, daß auf der Insel Seeland erst seit der Einführung der *Juniperus Sabina* der Birnrost alljährlich sich zeigt. Sehr verbreitet ist die Krankheit in der Schweiz, wo sie in vielen Ortschaften epidemisch ist und der Obstertrag durch sie erheblich zurückgegangen ist. Cramer¹⁾ hat hier mehrfach überzeugend nachweisen können, wie die in der Schweiz zur Einfriedigung beliebten Hecken aus Eadeebaum (Sevi der Schweizer), die in Menge das Gymnosporangium tragen, die nächststehenden Obstbäume am stärksten anstecken und wie der Grad der Erkrankung wesentlich durch die Entfernung vom Infektionsherd und die herrschende Windrichtung bedingt wird. Auch Sorauer²⁾ berichtet einen Fall, wo der in einem Garten stark auftretende Rost an Birnbäumen und andern Pomaceen nach Ausrottung des Eadeebaumes daselbst verschwand. Außer auf Birnbäume soll Gymnosporangium fuscum auch auf *Pirus Michauxii* und *tomentosa* übergehen. Und Farlow³⁾ giebt an, daß in Amerika die *Roestelia cancellata* auch auf Apfelbäumen, und das Gymnosporangium fuscum auch auf *Juniperus communis* auftritt. Nach den Impfversuchen Rathay's⁴⁾ soll durch Gymnosporangium clavariaeforme (s. Nr. 3), das auf *Juniperus communis* wächst, ein Gitterrost auf dem Birnbaum erzeugt worden sein. Plowright (l. c.) ist nach seinen in England angestellten Impfversuchen zu der Ansicht gekommen, daß auf *Juniperus Salina* zwei Arten von Gymnosporangium existieren müssen, denn er konnte den Pilz nicht nur auf den Birnbaum, sondern besonders leicht und vielfach auch auf *Crataegus Oxyacantha*, einmal auch auf *Mespilus germanica* übertragen. Diese zweite Art führen wir unter Nr. 2 auf.

2. *Gymnosporangium confusum* Plowr. Diese zweite, auf Gymnosporangium *Juniperus Sabina* vorkommende, erst neuerdings von Fischer⁵⁾ genauer unterschiedene Art, weicht von der vorigen in den Teleutosporen nur wenig, nämlich darin ab, daß die obere Zelle am Scheitel mehr abgerundet, weniger konisch ist und die Spore eine mittlere Größe von 0,035 mm hat, während sie bei der vorigen Art 0,042—0,045 mm lang ist. Der Hauptunterschied liegt in der zugehörigen Röstelie. Durch die Übertragungsversuche Fischer's (l. c.) ist nachgewiesen worden, daß diese schon von Plowright in Amerika vermutete, den Eadeebaum bewohnende Art auch in der Schweiz neben der andern vorkommt, und daß aus den Teleutosporen auf Quittenblättern und auf *Crataegus Oxyacantha* eine Röstelie erzeugt werden kann, welche von der *R. cancellata* des Birnbaums auch

¹⁾ l. c. pag. 9 ff.

²⁾ The Gymnosporangia or Cedar Apples of the United States. Boston 1880.

³⁾ Obstbaumkrankheiten, 1879, pag. 241.

⁴⁾ Vorläufige Mitteilung über den Generationswechsel unter einheimischen Gymnosporangien. Österr. Bot. Zeitschr. 1880, pag. 241.

⁵⁾ Über Gymnosporangium *Salinae* und Gymnosporangium *confusum*, Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 194.

gestaltlich wesentlich verschieden ist, denn sie hat eine cylindrische, von oben an mehr oder weniger weit nach unten in Lappen zerreiende Peridie, deren Zellen auf ihren Seitenwänden mit Leisten, nicht wie bei *Roestelia cancellata* mit Höckern verdickt sind, und etwas kleinere Sporen. Einmal ist Fischer die Uebertragung auch auf den Birnbaum gelungen, aber auch hier bildete sich die eben beschriebene Rsteliaform, zum Beweise, daß diese einem andern Pilze als die *Roestelia cancellata* angehört. In allen übrigen Fällen erwiesen sich Birnen-, Apfelbaum und Sorbus *Aucuparia* gegen dieses *Gymnosporangium* immun, während das echte *Gymnosporangium Sabinae* nur auf den Birnpflanzen, nicht auf *Crataegus* und Quitte seine Röstelien ausbildete. Umgekehrt gelang es Fischer auch durch Injektion von Eidebaumpflanzen mit den Sporen dieser Quitten-Röstelie die Bildung von *Gymnosporangium*-Lagern hervorzurufen, obgleich das Eindringen der Keimschläuche der leicht keimenden *Roestelia*-Sporen nicht beobachtet werden konnte. Auch Klebahn¹⁾ giebt das Vorkommen von *Gymnosporangium confusum* bei Bremen an und berichtet von gelungenen Uebertragungsversuchen auf *Crataegus*.

Gymnosporangium clavariaeforme und der Weibdornrost.

3. *Gymnosporangium clavariaeforme* DC. auf dem gemeinen Wachholder, mit gelben, cylindrischen oder bandförmigen, oft gekrümmten Fruchtkörpern und sehr lang gestielten, schlank spindelförmigen Sporen. Derstedt hat aus den Sporen dieser Art auf *Crataegus*-Arten den auf diesen Sträuchern häufig vorkommenden Weibdornrost (*Roestelia lacerata* Sore.), gechtet. Dieser ist durch die langhalsigen bis 6 mm langen, nicht bis zur Basis in Fdern zerreiende Peridien charakterisiert, welche auf Anschwellungen der Zweige, Blätter und jungen Früchte stehen. Nathan (l. c.) will durch Impfversuche dieses *Gymnosporangium* mit Erfolg auf *Crataegus Oxyacantha* und *monogyna*, auf *Sorbus torminalis* und wie erwähnt auf den Birnbaum übertragen haben. Farlow (l. c.) fand in Amerika die *Roestelia lacerata* auf *Amelanchier canadensis* und auf wilden und kultivierten Apfelbäumen. Plowright (l. c.) hat in England dieses *Gymnosporangium* ebenfalls oft auf *Crataegus*, wenige Male auf den Birnbaum, nicht auf Apfelbaum und Eberesche übertragen können. Auch Thaxter²⁾ konnte in Amerika den Pilz auf *Crataegus tomentosa*, aber nicht auf Apfelbaum impfen. Kürzlich hat auch Tuleuf (l. c.) ber die Resultate seiner Uebertragungsversuche mit *Gymnosporangium clavariaeforme* berichtet: ausgesäet auf *Crataegus*, erschien eine *Roestelia* von der Gestalt der *Roestelia cornuta*; auf *Sorbus Aucuparia* und *Cydonia vulgaris* entwickelte sich der Pilz nur bis zur Spermogonienbildung; auf *Sorbus latifolia* bildeten sich nur einige wenige Röstelien, die eine sehr unscheinbare kurze Peridie besaßen; auf *Crataegus Oxyacantha*, *grandiflora*, *sanguinea* und *nigra* wurde die echte *Roestelia lacerata* ebenfalls erhalten, während auf *Pirus Malus*, *Sorbus Aria*, *Sorbus Chamaemespilus* und auf *Mespilus* die Impfungen nicht anschlugen.

Gymnosporangium conicum und der Ebereschenrost.

4. *Gymnosporangium conicum* DC. (*Gymnosporangium juniperinum* Winter), ebenfalls auf dem gemeinen Wachholder, aber mit mehr

¹⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II. 1892, pag. 94 und 335.

²⁾ Contributions from the cryptog. Laboratory of Harvard Univers. 8. Dec. 1886, Proceed. of the American Acad. of arts and sc. Boston 1887, pag. 259.

kegelförmigen oder halbkugelförmigen, fast goldgelben Fruchtkörpern und kürzer gestielten, teils braunen und größeren, teils gelben und kleineren Sporen. Zu ihm gehört der Ebereschtenrost (*Roestelia cornuta* Ehrh.), der auf *Sorbus Aucuparia* und *torminalis*, sowie auf *Aronia rotundifolia* sehr langhalsige, oft hornartig gekrümmte, nur an der Spitze zerreißende Peridien bildet und dem Laub dieser Gehölze ebenfalls sehr schädlich ist. Nathan (l. c.) schließt aus seinen Impfversuchen, daß dieses *Gymnosporangium* außer auf *Sorbus* auch auf *Sorbus Aria*, *Aronia rotundifolia*, *Cydonia vulgaris* und auf den Apfelbaum übergehen könne. Farlow (l. c.) konstatierte in Amerika das *Gymnosporangium* auf *Juniperus virginiana* und die *Roestelia cornuta* auf *Amelanchier canadensis*, *Pirus americana* und verschiedenen *Crataegus*-Arten. Bei Plowright's (l. c.) Impfversuchen in England ging dieser Pilz nur auf Eberesche, nicht auf Apfelbaum über.

5. Außerdem sind noch folgende *Roestelia*-Formen auf Pomaceen bekannt, deren zugehörige *Gymnosporangium*-Arten aber noch nicht entdeckt sind, oder über die noch Zweifel bestehen. Andere Pomaceen-Roste.

a. Der Apfelrost (*Roestelia penicillata* Fr.), welcher die Apfelbäume, *Sorbus Aria*, *torminalis* und *Chamaemespilus*, vielleicht auch *Mespilus germanica* befällt. Die Peridien stehen in geringer Zahl regellos oder freisförmig auf orangegelben Blattflecken und sind gestaltlich denen von *Roestelia lacerata* auf dem Weißdorn ähnlich, aber sie zerreißen bis auf den Grund in Fasern und die Zellen derselben sind mit leistenförmigen Verdickungen versehen, während die der oben genannten Arten mehr warzenförmige Verdickungen besitzen. Es ist daher die von manchen Mykologen angenommene spezifische Identität des Apfelrostes mit dem Weißdornroste von Winter bezweifelt worden. Allerdings hat Derstedt durch Auszucht von Sporen des *Gymnosporangium clavariaeforme* auch auf Apfelbaum Spermogonien gezüchtet; doch ist es eben zweifelhaft, ob die *Roestelia lacerata* nachgefolgt sein würde, wenn die Entwicklung über den Spermogonienzustand hinausgegangen wäre. Nach R. Hartig¹⁾ ist dieser Pilz in den bayrischen Alpen ungemein häufig auf *Sorbus Aria* und *Chamaemespilus*, und in gleicher Häufigkeit finde sich daselbst auf *Juniperus communis* eine Telentosporenform, die er *Gymnosporangium tremelloides* nennt, in Nostoc ähnlichen halbkugelförmigen Massen. Er will durch Infektionsversuche im Garten daraus die *Roestelia*-Form auf *Sorbus Aria* erzeugt haben. Nach Farlow (l. c.) kommt in Amerika *Roestelia penicillata* ebenfalls auf Apfelbaum, sowie auf *Pirus angustifolia* und *Amelanchier canadensis* vor. Apfelrost.

b. Der Mispelrost (*Aecidium Mespili* DC.), auf *Mespilus germanica* und *Cotoneaster vulgaris*, mit cylindrischen oder cylindrisch-bauchigen Peridien, welche durch seitliche Längsriffe in schmale, anfangs an der Spitze zusammenhängende, aber bald sich trennende Fasern zerreißen. Mispelrost.

c. Von amerikanischen *Roestelia*-Formen zählt Farlow (l. c.) noch folgende auf: Amerikanische Roestelia-Formen.

aa. *Roestelia botryapites* Schw., auf Blättern von *Amelanchier canadensis*. Nach Thaxter²⁾ gehört diese Form zu *Gymnosporangium biseptatum*.

¹⁾ Lehrbuch d. Baumkrankheiten, 2. Aufl., pag. 133.

²⁾ Botan. Gazette. 1889, pag. 153.

bb. *Roestelia transformans* Ellis, auf Blättern, Früchten und jungen Trieben von *Pirus arbutifolia* und auf Blättern des Apfelbaumes.

cc. *Roestelia hyalina* Cooke, auf Blättern von *Crataegus*.

dd. *Roestelia aurantica* Peck, auf Früchten und Trieben von *Crataegus*-Arten, *Amelanchier canadensis*, auf Quitte und auf Apfelbaum; soll nach Thaxter¹⁾ zu *Gymnosporangium clavipes* gehören.

Amerikanische
Gymnosporan-
gium-Arten.

d. Von amerikanischen *Gymnosporangium*-Arten werden bei Farlow (l. c.) und späteren noch folgende erwähnt.

aa. *Gymnosporangium Ellisii* Berk., auf *Cupressus thuyoides*, mit bis $\frac{1}{4}$ Zoll langen fadenförmigen Sporenmassen und 3- bis 4zelligen Teleutosporen. Nach Thaxter's¹⁾ Vermutung gehört dazu vielleicht die *Roestelia transformans*.

bb. *Gymnosporangium macropus* Lmk. auf *Juniperus virginiana*, wo der Pilz an den kleinen Zweigen silbergraue knotige Anschwellungen erzeugt.²⁾ Durch Impfversuche sollen damit Spermogonien auf Blättern von *Amelanchier* und *Crataegus tomentosa* erhalten worden sein. Bei Impfversuchen Thaxter's¹⁾ soll der Pilz erfolgreich auf Apfelbaum übertragen worden sein und dort eine *Roestelia pyrata* erzeugen.

cc. *Gymnosporangium biseptatum* Ellis, auf *Cupressus thujoidea* und *Libocedrus decurrens*. Damit soll Infektion von *Crataegus* unter Bildung von Spermogonien, nach Thaxter (l. c.) solche von *Amelanchier canadensis* gelungen sein.

dd. *Gymnosporangium clavipes* Cooke et Peck, auf *Juniperus virginiana*, ist von Thaxter (l. c.) ebenfalls auf *Amelanchier canadensis* übertragen worden.

ee. *Gymnosporangium globosum* auf *Juniperus virginiana* will Thaxter (l. c.) erfolgreich auf *Crataegus coccinea*, *Pirus americana* und *Malus* und auf *Amelanchier canadensis* übertragen haben.

ff. *Gymnosporangium Nidus avis* Thaxter auf *Juniperus virginiana*, ist von Thaxter (l. c.) auf *Amelanchier canadensis*, *Pirus Malus* und Quitte übertragen worden.

gg. *Gymnosporangium Cunninghamianum* Barcl., auf *Cupressus torulosa* im Himalaya, wozu nach Barclay's⁴⁾ Kulturversuchen eine Acidienform auf *Pirus Pashia* gehört.

XI. *Coleopuccinia Patouill.*

Coleopuccinia.

Jede der zweizelligen Teleutosporen ist mit ihrem Stiel in eine Gallertscheide eingeschlossen, und die benachbarten Scheiden sind mit einander verflocht.

Auf *Amelanchier.*

Coleopuccinia sinensis Patouill., auf den Blättern einer *Amelanchier* aus Quan-nan⁵⁾.

¹⁾ Botan. Gazette. 1889, pag. 163.

²⁾ Vergl. Sanford, Ann. of. Botany I. London 1887—88, pag. 263.

⁴⁾ Scientific mem. by medical officers of the army of India. Calcutta 1890, pag. 71.

⁵⁾ Vergl. Patouillard, Revue mycol. XI, pag. 35.

XII. Ravenelia Berk.

Die Teleutosporen sind zu einem kopfförmigen Körper vereinigt, welcher wie eine schirmartige Masse auf einem Stiele steht. Die Zahl der Zellen eines Teleutosporenkopfes schwankt zwischen 2 und 50. Zwischen Stiel und Sporenkopf befindet sich eine Region von Gephyzellen, d. h. dünnwandige, blasenförmige Zellen, welche allmählich in die Zellen des Stieles übergehen, bei der Sporenreife zerreißen und die Abtrennung der Sporen vermitteln, wobei ihre Zellreste eine Art Halskrause um den Sporenkopf darstellen. Den Teleutosporen gehen gelbliche Uredosporen voraus, welche durch eine kraterähnliche Öffnung der Epidermis der Nährpflanze austreten, worauf die dunkelbraunen Teleutosporenköpfe aus dem Grunde der Höhle sich erheben¹⁾.

Ravenelia.

In Amerika und Ostindien vorzugsweise auf Acacia-Arten und verwandten Leguminosen vorkommende Rostpilze, von denen entweder nur Teleutosporen bekannt sind, wie bei *Ravenelia indica* Berk. auf den Hülsen von *Bauhinia* und *Cassia* auf Ceylon, oder Uredo- und Teleutosporen, wie bei *Ravenelia glanduliformis* Berk. et Curt., auf den Blättern von *Tephrosia*-Arten in Nordamerika, oder außer Uredo- und Teleutosporen auch ein Aecidium, wie bei *Ravenelia Hieronymi* Speg. auf den Ästchen von *Acacia cavenia* in Argentinien.

Auf Acacia,
Bauhinia,
Cassia.**XIII. Cronartium Fr.**

Bei dieser Gattung sind die Teleutosporen mit einander gewebeartig verbunden zu einem von der Unterlage aufsteigenden cylindrischen, säulenförmigen Körper, welcher durch basales Wachstum in die Länge wächst und aus zahlreichen, gestreckten, der Länge nach parallel liegenden, braunwandigen Sporenzellen zusammengesetzt ist. Beim Keimen dieser Teleutosporensäule bilden sich an der Außenseite der äußeren Zellen kleine, kugelige, farblose Sporidien. Den Teleutosporen geht unmittelbar eine Uredogeneration voran: kleine, pustelförmige, blasse Sporenhäufchen, die von einer Peridie umgeben sind und ovale, mit stacheligem Eriopodium versehene, blaßbraune Sporen bilden. Nach Ausstreuung dieser wächst durch die Öffnung der Peridie die in dem Uredolager angelegte junge Teleutosporensäule hervor. Über den Entwicklungsgang ist nichts Näheres bekannt. Aecidien fehlen. Alle *Cronartium*-Arten bewirken an den Blattstellen, welche von den Teleutosporen befestigt sind, ein Mißfarbigwerden und Absterben des Gewebes.

Cronartium.

1. *Cronartium asclepiadeum* Fr., auf den Blättern von *Cynan-* Auf *Cynanchum*.
chum vincetoxicum und *Gentiana asclepiadea*, an der Unterseite auf den frankten Flecken große Gruppen dicht stehender, brauner, fadenförmiger Teleutosporensäulen bildend. Nach Cornu und Klebahn ist das zu

¹⁾ Vergl. Berkeley, Gardener's Chron. 1853, pag. 211 und Cooke, Journ. of the Royal Microscop. Soc. 1880, pag. 384.

diesem Pilze gehörige *Acidium* das *Peridermium Pini* a. *corticola* auf der Kiefer (f. S. 193).

Auf *Paeonia*.

2. *Cronartium Paeoniae* Tul. (*Cronartium fluccidum* Wint.), auf der Unterseite großer, kranker, bräunlicher oder schwarzer Flecken der Blätter von *Paeonia officinalis*.

Auf *Ribes*.

3. *Cronartium ribicola* Dietr., auf der Unterseite der Blätter von *Ribes rubrum*, *Grossularia alpinum*, *aureum* und *nigrum*, in Norddeutschland, den Ostseeprovinzen, sowie im Innern Rußlands, um Moskau bis zum Ural verbreitet. Nach Klebahn¹⁾ steht dieser Pilz im Generationswechsel mit einem Blasenroste der Weymouthskiefer, dem *Peridermium Strobi* Kleb., welches an der Rinde dieses Baumes auftritt wie das ganz ähnliche *Peridermium Pini* auf der gemeinen Kiefer, welches zu einem andern Rostpilz gehört (f. S. 195) und welches nach Klebahn auch gewisse Verschiedenheiten von der neuen Form auf der Weymouthskiefer zeigt. Klebahn übertrug die *Peridermium*-Sporen auf *Ribes* und erhielt hier das *Cronartium*. Dasselbe ist auch Wettstein²⁾ und Sorauer³⁾ mit verschiedenen *Ribes*-Arten geglückt. Auch umgekehrt konnte Klebahn⁴⁾ diese Sporidien von *Cronartium ribicola* erfolgreich auf junge Weymouthskiefern impfen, indem an einem der geimpften Exemplare eine Anschwellung sich bildete, auf welcher die charakteristischen *Spermogonien* erschienen. Zu bemerken ist, daß nach Klebahn von *Ribes Grossularia* nur die hochstämmigen, auf *Ribes aureum* gepfropften Stachelbeeren für die Infektion mit *Peridermium Strobi* empfänglich sind, worin vielleicht ein Einfluß der Unterlage auf das Pfropfreiz zu sehen ist⁵⁾.

Auf *Balsamina*.

4. *Cronartium Balsaminae* Niessl., auf *Balsamina hortensis*.

XIV. *Alveolaria* Lagerh.

Alveolaria.

Die Teleutosporen bilden eine cylindrische, orangegelbe Säule, die aus niedrigen, freisrunden Zellscheiben, den Sporen, besteht. Jede Sporenscheibe ist aus vielen, fest verbundenen Teilsporen zusammengesetzt. Bei der Keimung lösen sich die Sporenscheiben von einander und jede Teilspore ist keimfähig; die Keimung geschieht wie bei *Puccinia*. Lagerheim⁶⁾ hat diese Gattung in einigen Arten in Ecuador entdeckt.

XV. *Trichospora* Lagerh.

Trichospora.

Die Teleutosporenlager sind fadenförmig, orangegelb und bestehen aus langen, spulenförmigen Sporen, die mit einander fest verbunden bleiben und zwischen sich sehr schmale und lange, sterile Zellen haben. Im reifen Zustande ist jede Spore durch drei Querwände vierzellig,

¹⁾ Abhandl. des naturw. Ver. zu Bremen X, pag. 145, und Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. 1888.

²⁾ Sitzungsber. d. zool.-bot. Gesellsch. Wien 1890, pag. 44.

³⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 183.

⁴⁾ Bericht d. deutsch. botan. Gesellsch. 1890.

⁵⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II. 1892, pag. 335.

⁶⁾ Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. IX, pag. 344.

bei der Keimung wächst aus diesen vier Zellen je ein Sterigma mit einer Sporidie. Lagerheim (l. c.) hat folgende Art entdeckt.

Trichospora Tournefortiae Lagerh., auf *Tournefortia*-Arten in Auf *Tournefortia* Ecuador. Der Pilz befällt alle oberirdischen Teile, den Teleutosporen gehen Spermogonien voraus.

XVI. *Chrysomyxa* Ung.

Die Gattungs-Charaktere von *Chrysomyxa* liegen in dem orange- *Chrysomyxa.*
gelben, fleischigen, polsterförmigen, unter der Epidermis der Nährpflanze sich bildenden und durch dieselbe hervorbrechenden Lager der Teleutosporen, welche cylindrisch, fast fadenförmig, büschelförmig verzweigt und durch Querscheidewände in mehrere übereinanderstehende Zellen geteilt sind, deren Protoplasma durch ein orangegelbes Öl gefärbt ist (Fig. 35). Bei der Keimung bleiben die unteren dieser Zellen steril, während von den oberen jede ein mehrzelliges Promycelium mit meist vier, auf kurzen Stielen stehenden Sporidien entwickelt. Von diesen Pilzen sind jetzt mehrere Arten bekannt, welche besonders der Fichte schädlich sind; diese Arten haben aber sehr verschiedenen Entwicklungs- gang und bei einigen Arten ist es der Acidienzustand, bei einer andern, wo die Acidien fehlen, der Teleutosporenzustand, welche die Fichten- nadeln befällt und verdirbt. Bei manchen dieser Arten geht den Teleutosporen ein Uredozustand voraus, der bei dieser, wie bei der folgen- den Gattung nackte, pulverförmige, orangegelbe Häufchen darstellt, und in beiden Gattungen durch die reihenförmig übereinander zur Ab- schnürung kommenden Sporen von den Uredoformen der andern Gattungen sich unterscheidet.

A. *Leptochrysomyxa.*

Es sind nur Teleutosporen bekannt, welche sofort nach der Reife *Leptochryso- myxa*
keimen.

1. Der Fichtennadelrost oder die Gelbfleckigkeit der Fichten- *Fichtennadelrost.*
nadeln oder Gelbsucht der Fichten, *Chrysomyxa abietis* Ung. An den diesjährigen Nadeln bilden sich von Ende Juni an, wenn dieselben noch weich sind, in der ganzen Breite derselben strohgelbe Ringe oder Querbinden (Fig. 35A). Der übrige Teil des Blattes behält die grüne Farbe, und in diesem Zustande bleiben die Nadeln an den Zweigen bis zum folgenden Frühjahr. In den gelben Flecken wird das Teleutosporenlager schon im Oktober oder November angelegt; aber erst im Mai erreicht es seine Ausbildung; auf den nun zweijährigen, kranken Nadeln brechen auf der Unterseite an den gelben Flecken linienförmige, den zu beiden Seiten der Mittelrippe laufenden Spaltöffnungsreihen entsprechende, mit der Unter- lage fest verwachsene, orangerote Polster hervor. Bald ist es nur ein kleines Stück, bald der größere Teil der Nadel oder selbst die ganze Nadel, wo die Gelbfärbung eingetreten ist; immer erstreckt sich das Teleutosporen- lager nahezu über die ganze Länge des kranken Teiles und kommt nur auf

diesem vor. Es bildet sich unter der Epidermis und der subepidermalen, dickwandigen Zellschicht und durchbricht beide. Das Parenchym der kranken Stellen ist reichlich durchwuchert von den verästelten, septierten, und gelbe Stropfen führenden Myceliumfäden; diese treffen unter den Sporenlagern zahlreich zusammen und verflechten sich; aus diesem Geflecht erheben sich die oben beschriebenen Sporen. Nach erlangter Reife keimen dieselben noch

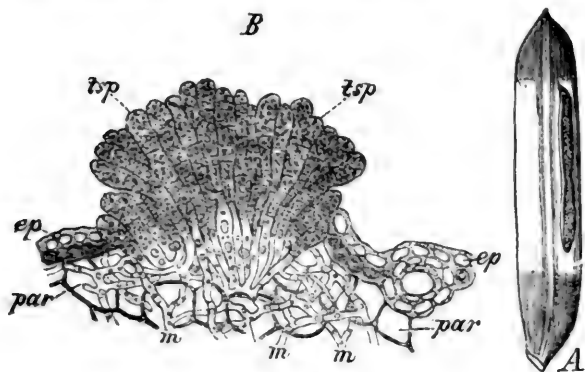


Fig. 35.

Der Fichtennadelrost (*Chrysomyxa abietis* Ung.)
 A Eine kranke Fichtennadel; auf der rechten Hälfte des gelben Fleckens mit einem hervorgebrochenen roten Sporenlager. B Durchschnitt durch ein Sporenlager tsp; ep Epidermis, par Parenchym der Nadel; m Myceliumfäden, welche zahlreich nach dem Sporenlager hin laufen. 200fach vergrößert. Nach Reeb.

auf den am Zweige stehenden kranken Nadeln, nach der Keimung vertrocknen die Teleutosporenlager, und die kranken Nadeln werden jetzt dürr und fallen ab. In diesem Verlust einjähriger Nadeln liegt der schädliche Charakter der Krankheit. An den Zweigen, die von dem Roste ergriffen sind, ist in der Regel die Mehrzahl der einjährigen Nadeln gelb und geht also verloren. Die Krankheit befällt die Fichten in jedem Lebensalter, nicht bloß hochstämmige, sondern auch strauchförmige Pflanzen, und sogar an jungen Saaten ist sie beobachtet worden.

Der Entwicklungsgang des Parasiten ist von Reeb¹⁾ verfolgt worden. Danach existiert der Pilz nur in der Teleutosporenform; ihm fehlen Uredo und Aecidium. Bei der Keimung, die unter günstigen Feuchtigkeitsbedingungen stattfindet, treiben die Sporen das oben beschriebene Promycelium mit Sporidien. Bringt man Sporidien auf ganz junge Fichtennadeln, wie sich solche zur Zeit, wo die Teleutosporen keimen, an den Zweigen befinden, so treiben dieselben einen Keimschlauch, welcher die Epidermiszellen der jungen Nadeln durchbohrt und ins Innere derselben eindringt. Reeb hat durch solche Aussaaten auf gesunde Fichten das Mycelium des Pilzes, die Krankheit und die Teleutosporenlager in den Nadeln erzeugen können. Das Mycelium überschreitet den Punkt seines Eintrittes nicht weit, die Krankheit ist daher auf eine Stelle der Nadel lokalisiert; in den eigentlich perennierenden Teilen der Nährpflanze lebt das Mycelium nicht, muß sich also alljährlich von neuem erzeugen. In den Zellen des befallenen Gewebes verschwindet das Chlorophyll alsbald, dafür bildet sich in denselben zeitiger als im gesunden Blatte Stärkemehl in Menge, doch wird dasselbe später wieder vom Pilz verzehrt.

Die Bekämpfung ist nur dadurch möglich, daß alles kranke Holz rechtzeitig, d. h. vor der im Frühjahr erfolgenden Bildung der Sporen, abgeräumt wird.

¹⁾ Bot. Zeitg. 1865, Nr. 51 u. 52, und besonders: Rostpilzformen der deutschen Koniferen in Abh. d. naturf. Ges. Halle XI. Bd., pag. 80.

Auf den Fichtennadelrost wurde man zuerst im Jahre 1831 ¹⁾ im Harz aufmerksam, wo er in großer Ausdehnung und besorgniserregend auftrat, stellenweise in solchem Grade, daß oft ganze Berghänge gelb erschienen; er zeigte sich sowohl auf den Höhen wie in den Thälern, in geschützter wie in exponierter Lage, an einzelnen Bäumen wie in den Beständen, auf trockenem wie auf feuchtem Boden. Einen so hohen Grad hat die Krankheit dort seitdem wohl nicht wieder erreicht, und die Befürchtungen sind sehr übertrieben worden. Aber die Krankheit ist auch heute noch im Harz verbreitet, wenn auch wenig intensiv, und die Möglichkeit eines stärkeren Ausbruches ist dauernd gegeben. Sie begleitet die Fichte dort von den Thälern an bis zur Baumgrenze; ich fand sie auch noch am Gipfel des Brockens an den Zwergfichten. Im Jahre 1850 bemerkte man den Rost auch bei Tharand und an andern Orten des Erzgebirges ²⁾ und gegenwärtig noch ist er durch dieses Gebirge stellenweise anzutreffen. Nach anderweiten von Rees ³⁾ zusammengestellten Notizen hat man ihn auch in Neu-Vorpommern, in Thüringen, bei Halle, in Oberhessen, im Odenwald, im Schwarzwald, um München und bei Graz gefunden; aus dem Riesengebirge wird er von Schröter angegeben. Während er aber im Norddeutschen Gebirge bis an die Baumgrenze hinaufgeht, scheint er in den eigentlichen Alpenländern in in der Fichtenregion durch das *Aecidium abietinum* (S. 190) vertreten zu werden; ich habe ihn wenigstens im Berchtesgadener Land, im Pongau und Pinzgau nirgends finden können. Von Rostrup ⁴⁾ wird die Krankheit in Dänemark angegeben, und nach Eriksson ist sie auch in Schweden nicht selten ⁵⁾.

B. Hemichrysomeya.

Nur Uredo- und Teleutosporen sind bekannt; doch giebt es vielleicht auch einen noch unbekannten *Aecidium*-zustand.

Hemichrysomeya.

2. *Chrysomyxa pirolata* Winter, auf *Pirola rotundifolia* und *minor* kleine, rundliche, wachsartige, gelbrote Teleutosporenlager bildend, denen orangegelbe, kleine, rundliche, pulverförmige Häufchen von Uredosporen voraus gehen.

Auf *Pirola*.

3. *Chrysomyxa albida* Kühn, auf den Blättern von *Rubus fruticosus* von Kühn ⁶⁾ im Schwarzwald beobachtet, von S. Müller ⁷⁾ auch in Schlesien gefunden. Die Teleutosporen sind farblos, bilden daher kleine, runde, weiße Lager; ihnen gehen lichtgelbe Häufchen von Uredosporen voraus. Die Keimung der Teleutosporen erfolgt nach Kühn sofort nach der Reife. Von Dietel ⁸⁾ wird der Pilz zur Gattung *Phragmidium* unter

Auf *Rubus*.

¹⁾ Vergl. v. Berg, über das Gelbwerden der Fichtennadeln am Harze. Allgem. Forst- und Jagdzeitung 1831, pag. 494.

²⁾ Vergl. Stein, Tharander Jahrbuch 1853, pag. 108 ff.

³⁾ l. c. pag. 81.

⁴⁾ Citirt in Just, bot. Jahresber. f. 1877, pag. 130.

⁵⁾ Mittheilungen d. Experimentalfeld d. kgl. Landb. Akademie 11, Stockholm 1890.

⁶⁾ Botan. Centralbl. XIV. 1883, pag. 154. — Hedwigia 1884, Nr. 11, pag. 167.

⁷⁾ Die Rostpilze der Rosa- und Rubus-Arten. Landw. Jahrb. XV. 1886, pag. 739.

⁸⁾ Beitr. zur Morphol. d. Uredineen. Bot. Centralbl. XXXII.

dem Namen *Phragmidium albidum* gezogen. Über eine auf Stämmen und Blättern von *Rubus* auftretende, überwinterte Uredoform, die möglicherweise einer andern *Chrysomyxa* angehört, ist S. Müller¹⁾ zu vergleichen.

Auf *Empetrum*.

4. *Chrysomyxa Empetri* Rostr., (*Uredo Empetri* Pers., *Caeoma Empetri* Winter), auf den Blättern von *Empetrum nigrum*.

Euchrysomyxa.

C. *Euchrysomyxa*.

Aecidium, Uredo- und Teleutosporen sind vorhanden.

Auf *Rhododendron*.

5. *Chrysomyxa Rhododendri* de By., auf den Blättern der Alpenrosen *Rhododendron ferrugineum* und *hirsutum*, in den Alpengegenden; die rundlichen oder länglichen Uredohäufchen und die ebenso gestalteten braunroten bis orangegelben gewölbten Teleutosporenlager stehen auf rotviolett, gelblichen oder braunrothen Blattflecken und erscheinen im Juni und Juli nach dem Schmelzen des Schnees auf den überwinterten Blättern. Nach de Bary²⁾ keimen die Teleutosporen sehr bald, und die Keimschläuche der Sporidien dringen in die Nadeln der Fichte ein, und hier entwickelt sich daraus das im Juli oder August erscheinende

Fichtennadel-
acidium.

Aecidium abietinum Alb. et Schw., das Fichtennadelacidium.

Der Parasit ist auf die einzelne Nadel beschränkt und stimmt also hierin mit dem andern Fichtennadelrost, *Chrysomyxa abietis* (S. 187). Er befällt ebenfalls die junge, erstjährige Nadel; diese wird ganz oder nur in einem Teile, welcher den Pilz enthält, blaßgelb entfarbt (Fig. 36), zeigt aber sonst keine Veränderung, ebensowenig wie der Zweig, an welchem die kranken Blätter sitzen. Auf dem entfärbten Teile der Nadel erscheinen kleine, punktförmige Spermogonien zusammen mit den Aecidien, deren ein oder mehrere nicht regelmäßig reihenweis auf einer Nadel sitzen. Dieselben haben eine weiße, sehr vergängliche Peridie, welche bald ziemlich kurz, bald bis 3 mm lang am Rande gezähnt ist und meist in der Längsrichtung der Nadel einen etwas größeren Durchmesser hat, als in der Querrichtung. Die Bildung der Sporen geschieht nach der gewöhnlichen Art der Aecidien. Nach der Reife der Aecidien vertrocknen die Nadeln und fallen ab. Nach Kieß³⁾ geht das Mycelium nicht über die kranke Stelle der Nadel hinaus; es kann also nicht perennieren; die Sporen aber verlieren schon nach einigen Wochen ihre Keimfähigkeit. Die Krankheit scheint, wenn auch nicht ausschließlich, so doch hauptsächlich den Alpenländern anzugehören; ich traf sie, wie schon in der vorigen Auflage erwähnt wurde, 1878 sowohl in den nördlichen (bairischen) als auch in den Centralalpen (Tauern) allgemein verbreitet und den dort fehlenden Fichtennadelrost vertretend. Sie kommt dort schon unten in den Thälern vor, selbst an kleinen, niederen Bäumchen, die in den Gärten gezogen werden, und geht hinauf durch die ganze Fichtenregion bis an die obere Grenze der-



Fig. 36.

Das Fichtennadelacidium.

Eine kranke Fichtennadel, auf dem gelben Nadel zwei hervorgebrochene Aecidien und mehrere punktförmige Spermogonien.

Schwach vergrößert.

¹⁾ Die Rospilze der Rosa- und Rubus-Arten. Landw. Jahrb. XV. 1886, pag. 739.

²⁾ Botan. Zeitg. 1879.

³⁾ l. c., pag. 99.

selben, z. B. auf dem Wagmann bis 1450 m, im Stubachthal in den Tauern bis 1750 m ü. M. Mit zunehmender Höhe wird sie häufiger; während in den tieferen Lagen oft nur einzelne Nadeln erkranken, sind in der oberen Nadelholzregion nicht selten die meisten der an einem diesjährigen Triebe sitzenden Nadeln ergriffen. Sehr auffallend zeigte sich dies im Stubachthal, wo am oberen Saume des Fichtengürtels der Rost verheerend epidemisch austrat, und schon aus einiger Entfernung die stark entlaubten und stark vergilbten Bäume auffielen und selbst die letzten Zwergfichten den Schmarozer trugen, während tiefer, etwa von 1370 m an abwärts die Fichte zwar nicht verschont, doch auffallend gesünder war und von einem eigentlichen Schaden nicht mehr die Rede sein konnte. De Bary, welcher später dieses Verhalten des Pilzes bestätigte, hat die Erklärung dafür in dem Nachweise des Generationswechsels mit den bekanntlich an der oberen Fichtengrenze wachsenden Alpenrosen gegeben. Auf den letzteren erhält sich übrigens der Pilz auch ohne das Zwischentreten der Acidien-generation, weil durch Vermittelung der reichlich sich bildenden Uredosporen die neuen Blätter wieder direkt angesteckt werden. Dagegen ist umgekehrt die Gegenwart der Alpenrosen die Veranlassung für die alljährliche Entstehung des Fichtennadelacidiums in den Alpen. — Auch in Amerika ist von Farlow¹⁾ das *Aecidium abietinum* in den White mountains, und zwar auf *Abies nigra* beobachtet worden; auf den Bäumen der unteren Region fand sich der Pilz nicht, wohl aber massenhaft auf den niedrigen Pflanzen der höheren Bergregion; indes zeigten die in der Nähe wachsenden *Rhododendron lapponicum* und *Ledum latifolium* keine *Chrysomyxa*.

6. *Chrysomyxa himalense* Barclay²⁾, auf Blättern, Blattstielen, Auf Rhododendron
Zweigen und Früchten von *Rhododendron arboreum* im Himalaya. *dron arboreum*.

7. *Chrysomyxa Ledi* de Bary (*Coleosporium Ledi* Schröt.), auf den Auf Ledum und
Blättern von *Ledum palustre* im norddeutschen Tieflande, im Uredo- und das Fichtennadel-
Teleutosporenzustande fast ganz mit *Chrysomyxa Rhododendri* überein- *acidium*.
stimmend. De Bary (l. c.) hat gezeigt, daß dieser Pilz jenen gewissermaßen in den Ebenen und in den niederen Gebirgen auf dem den Alpenrosen nächst verwandten *Ledum* vertritt, denn er erzeugt ebenfalls das Fichtennadelacidium, welches denn auch in der That im norddeutschen Tieflande ebenfalls an den Fichten und zwar in Gesellschaft von *Ledum palustre* vorkommt; nach R. Hartig³⁾ soll er auch in Rußland häufig sein. Auch in Schweden kommt das Fichtennadelacidium nach Rostrup⁴⁾ und Eriksson⁵⁾ sogar sehr oft verheerend vor, aber nicht in Dänemark, weil dort das *Ledum* fehle. Ferner konstatierte Rostrup⁶⁾ die Uredosporen auf *Ledum palustre* in Grönland, wo die Fichte überhaupt nicht vorkommt, woraus zu folgen scheint, daß das Acidium keine obligatorische, sondern nur eine fakultative Rolle bei der Verbreitung des Pilzes spielt. Dieses Acidium

¹⁾ Appalachia III., 3. Januar 1884.

²⁾ Scientific. mem. by medical officers of the army of India. Calcutta 1890, pag. 79.

³⁾ Lehrbuch der Baumkrankheiten, 2. Aufl., pag. 152.

⁴⁾ l. c. 1883, pag. 222.

⁵⁾ l. c.

⁶⁾ Nogle nye Jagttagelser angaaende heteroeciske Uredineer. Vidensk. selsk. Forhandl. 1884.

gleichet fast ganz dem alpinen, nur sind die Zellen der Peridie nicht zusammengedrückt, sondern bikonkav plattenförmig und an den Enden nicht schief übereinandergreifend, sondern erweitert und abgeplattet. Schröter¹⁾, welcher den Teleutosporenzustand auf *Ledum palustre* auffand, hat bereits ermittelt, daß auch dieser Pilz in den Blättern der Nährpflanze überwintert und schon zeitig im Frühjahr die Teleutosporenlager hervortreten läßt, die dann alsbald keimen. Im Tieflande hat also die Nähe von *Ledum palustre* für die Fichte die Gefahr des Rostes.

XVII. Coleosporium Lév.

Coleosporium.

Die Gattung *Coleosporium* hat ebenfalls rote Teleutosporenlager, welche sich unter der Epidermis bilden und cylindrische oder keulenförmige, durch Querscheidewände meist mehrzellige, nicht gestielte und dicht gedrängt beisammen und mit der Längsaxe rechtwinklig zur Oberfläche des Pflanzenteiles stehende Sporen haben, dieselben sind aber nicht verzweigt und bleiben dauernd von der Epidermis bedeckt, worin der Unterschied von der vorigen Gattung liegt. Ihnen voraus gehend oder mit ihnen gleichzeitig treten auf denselben Blättern orangegelbe, staubige Uredohäufchen auf, die keine Peridie und Paraphysen haben und in denen die runden, mit stacheligem Eriopodium versehenen Sporen abweichend von andern Uredoformen kettenförmig zu mehreren von jeder Basidio abgeknüpft werden, also gerade so wie bei der vorigen Gattung. Beide Sporenlager bilden sich an der Unterseite der Blätter in Form kleiner unregelmäßiger Flecken. Solcher Rostpilze kennt man mehrere Arten, die auf verschiedenen Pflanzen, hauptsächlich auf Kräutern vorkommen. Von den meisten dieser Pilze kennt man noch kein *Acidium*, einer derselben aber interessiert besonders aus dem Grunde, weil von ihm ein heterocisches *Acidium* bekannt ist, welches derselbe auf der Kiefer bildet und wodurch er zum Urheber einer eigentümlichen Rostkrankheit dieses Baumes wird.

A. Hemicoleosporium.

Hemicoleosporium.

Nur Uredo- und Teleutosporen sind bis jetzt bekannt.

Auf Anemone.

1. *Coleosporium Pulsatillae* Winter, auf *Anemone Pulsatilla* und *pratensis*.

Auf Rhinanthaceen.

2. *Coleosporium Rhinanthacearum* Fr. (*Coleosporium Euphrasiae* Schum.), auf den meisten Rhinanthaceen, besonders auf den Arten von *Melampyrum*, *Rhinanthus*, *Pedicularis* und *Euphrasia*. Vergleiche wegen des *Acidiums* unten *Coleosporium Senecionis*.

Auf Cerinthe.

3. *Coleosporium Cerinthos* Schröt., auf *Cerinthe minor* in Schlesien.

Auf Campanulaceen.

4. *Coleosporium Campanulacearum* Fr., auf den meisten Arten von *Campanula*, sowie auf *Phyteuma*, *Jasione*, *Specularia* und *Lobelia*.

¹⁾ Cohn's Beitr. z. Biologie d. Pfl. III. Heft 1, pag. 53.

5. *Coleosporium Synantherarum* Fr. (*Coleosporium Sonchi* auf Compositen. Winter), auf vielen Compositen, besonders häufig auf *Tussilago farfara*, *Petasites*-Arten, *Adenostyles*, *Inula*-Arten, *Cacalia*, *Sonchus*-Arten, *Cineraria* und gewissen Arten von *Senecio*, wie *Senecio nemorensis*, *subalpinus*, *cordatus*, *aquaticus*, *nebrodensis* und *saracenicus*, während die auf *Senecio vulgaris* und verwandten Arten vorkommende Form zur folgenden Spezies gehört. Die Teleutosporen sind hier meist vierzellig. Wegen des Acidiums der auf *Tussilago* vorkommenden Form vergleiche das unten bei *Coleosporium Senecionis* gesagte.

B. *Eucoleosporium*.

Acidium, Uredo- und Teleutosporen sind vorhanden.

6. *Coleosporium Senecionis* Fr., sehr häufig im Sommer bis in den Herbst auf *Senecio viscosus*, *silvaticus*, *vulgaris*, *vernalis* und *Jacobaea*. Die Teleutosporen sind meist einzellig. Bezüglich des zugehörigen Acidiums sind bis in die jüngste Zeit die Ansichten recht wechselnd gewesen. Zuerst hat Wolf¹⁾ auf Grund seiner Infektionsversuche als Acidium erklärt den Kiefernblasenrost, *Peridermium Pini* Wallr. (*Aecidium Pini* Pers.). Dieser ist von den gewöhnlichen Acidienformen durch relativ große blasen- oder schlauchförmige, unregelmäßig zerreißen Peridien unterschieden. In denselben entstehen die Sporen durch fettenförmige Abschnürung, wobei zwischen den Sporen jeder Kette Zwischenstücke, gebildet aus einer gallertigen Membranamelle, vorhanden sind. Dieser Parasit lebt in zwei Formen auf zweierlei Teilen der Kiefer, wonach er auch zwei verschiedene Krankheitserscheinungen hervorruft. Der die Äste und Zweige bewohnende Pilz (*Peridermium Pini* a. *corticola*) hat zahlreiche, nebeneinander stehende, 3—6 mm große, blasenförmige oder sackartig erweiterte gelblichweiße Peridien, welche das orangegelbe Sporenpulver enthalten und auf ihren Basidien die Sporen zu 20 und mehr in einer Reihe tragen. Diese Früchte brechen aus der Rinde hervor, die dadurch rissig und rauh wird und gewöhnlich bald Harzergüsse austreten läßt. Die Krankheitserscheinungen sind genauer von R. Hartig²⁾ untersucht worden. Fructifizierend zeigt sich der Blasen-

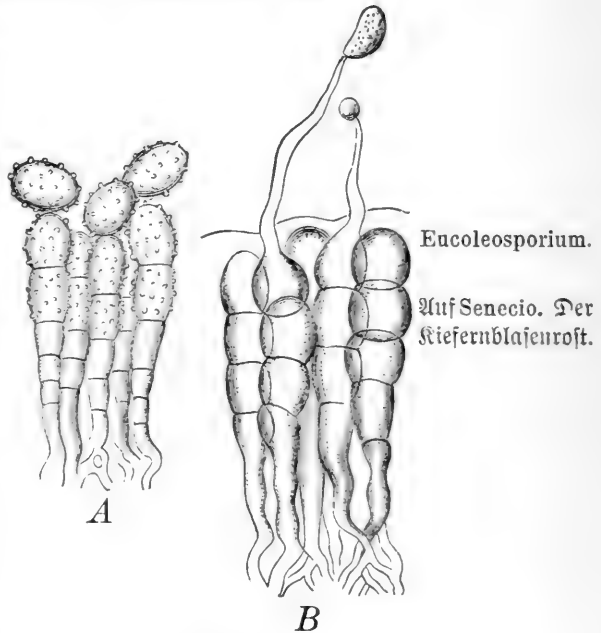


Fig. 37.

Coleosporium Rhinanthacearum, A Teil eines Uredosporenlagers, mit kettenförmig sich abgliedernden Sporen. B Teil eines Teleutosporenlagers unterhalb der Epidermis, durch letztere wachsen die Promyceliumfäden zweier keimenden Teleutosporen heraus.

Nach Tulasne.

¹⁾ Bot. Zeitg. 1874, und besonders: Landwirtsch. Jahrb. 1877, pag. 723 ff.

²⁾ Bot. Zeitg. 1873, pag. 355, und besonders: Wichtige Krankheiten der Waldbäume. Berlin 1874.

roßt gewöhnlich an den wenigjährigen Zweigen jüngerer Kiefern, und solche Zweige sterben bald ab; junge Pflänzchen können dadurch bald zu Grunde gehen. Aber auch die in älteren Kiefernbeständen häufig vorkommenden Krankheitszustände, welche die Forstleute mit dem Namen Krebs, Räude oder Brand der Kiefer, oder als Kienpest oder Kienzopf bezeichnen, hat R. Hartig als durch das Mycelium dieses Pilzes, der hier nur nicht immer fruktifiziert, veranlaßt nachgewiesen. Das Mycelium ist hauptsächlich in der Rinde zu finden, wo es intercellular zwischen den Parenchymzellen und den Siebröhren wächst und zahlreiche Haustorien ins Innere der Parenchymzellen sendet. Durch die Markstrahlen gelangen die Myceliumsfäden auch in den Holzkörper; hier ist ein Verkienen des Holzes, soweit es vom Mycelium ergriffen ist, eine Erfüllung der Zellen mit Terpentin, zum Teil eine Zerstörung der Harzkanäle und ein Ausfließen des Terpentins nach außen die Folge. Eine Bildung von Jahresringen erfolgt an solchen Stellen nicht mehr, und der Ast oder Stamm wächst nur noch an derjenigen Seite in die Dicke, welche vom Pilze nicht ergriffen ist. Von der zuerst befallenen Stelle verbreitet sich aber das Mycelium, wenn auch nur langsam, in der Rinde allseitig weiter. Nach R. Hartig kann das Mycelium und die Krankheit den Stamm in seinem ganzen Umfange in einigen Jahren umklammern; oft aber bedarf es dazu eines Zeitraumes von 50 und mehr Jahren. Wenn es soweit gekommen ist, so stirbt der über der krebssigen Stelle liegende Stammteil, dann Zopf genannt, ab. Betrifft dies nur den oberen Teil der Krone, so daß darunter noch belaubte Äste stehen, so bleibt der Baum am Leben, und es tritt oft die bekannte Erscheinung nach Verlust des Gipfeltriebes ein, daß ein oberster Ast sich aufwärts krümmt und das Höhenwachstum übernimmt. Wenn aber der Kienzopf unterhalb der ganzen Krone sich bildet, so geht nach Verlust der letzteren der ganze Stamm zu Grunde. Die Krankheit scheint ebensoweit wie die Kiefer selbst verbreitet zu sein. Auch auf *P. Mughus*, *uncinata* und *nigricans* kommt der Pilz vor. Desgleichen ist auch von *Pinus*-Arten im Himalaya der Pilz bekannt¹⁾. — Die andre auf den Nadeln der Kiefer lebende Form des Blasenrostes (*Peridermium Pini* b. *acicola*) hat nur 2 bis 2½ mm hohe, etwas flach zusammengedrückte, übrigens denen der vorigen Form gleiche Peridien, welche einzeln oder zu mehreren in einer Reihe auf den Nadeln stehen. Dieser Kiefernadelrost zeigt sich im Mai, Juni und Juli an den einjährigen Nadeln; diese sind an den Stellen, wo sie die Peridien tragen, gelblich entfärbt. Letztere brechen durch die Epidermis aus der unteren wie oberen Seite der Nadel hervor; das Mycelium wuchert im Mesophyll. Diese Krankheitsform hat nur den vorzeitigen Verlust von Nadeln zur Folge. An dem oben citierten Orte hat Wolff mitgeteilt, daß es ihm gelungen ist, nach Ausaat der Sporen, sowohl der nadeln- wie der rindebewohnenden Form des *Peridermium*, auf Stöcke von *Senecio viscosus* und *silvaticus* die Sporen keimen, die Keimschläuche durch die Spaltöffnungen der Pflanzen eindringen und in den Blättern nach ein bis zwei Wochen zu sporenbildendem *Coleosporium* sich entwickeln zu sehen. Vergleichende Injektionsversuche mit andern Compositen gelangen dagegen nicht. Dasselbe besträtigte Cornu²⁾, welcher die Sporen des nadelbewohnenden *Peridermium*

¹⁾ Bull. de la soc. bot. de France 1877, pag. 314.

²⁾ Bull. de la soc. bot. de France, 14. Juni 1880.

mit positivem Erfolge auf *Senecio vulgaris*, aber nicht auf *Sonchus oleraceus* übertragen konnte. Dagegen hat Cornu vergeblich versucht, das rindebewohnende *Peridermium* auf *Senecio* zur Entwicklung zu bringen; wohl aber glückte es ihm, dasselbe auf *Cynanchum vincetoxicum* zu übertragen und daraus das *Cronartium asclepiadeum* (S. 185) zu erzeugen. Später hat Klebahn¹⁾ diesen nämlichen Infektionsversuch mit dem gleichen Erfolge wiederholen können. Danach würden also die rinden- und die nadelbewohnende Form des Kiefernblasenrostes zwei verschiedene Arten und auch in ihrem Generationswechsel sehr abweichend sein. Diese Beobachtungen waren Veranlassung, daß man zunächst zwei Arten des Kiefernblasenrostes unterschied: *Peridermium oblongisporum* Fuck., auf den Nadeln, zu *Coleosporium Senecionis* gehörig, und *Peridermium Cornui* Rostr. et Kleb., auf der Rinde, zu *Cronartium asclepiadeum* gehörig. Nun hat aber Klebahn²⁾ neuerdings folgende Beobachtung gemacht. Während es ihm leicht gelang, aus Material von Rindenrost, von St. Germain und Greiz bezogen, auf *Cynanchum vincetoxicum* das *Cronartium* zu züchten, schlug die Infektion mit dem im Bremen vorkommenden Rindenrost der Kiefer an *Cynanchum vincetoxicum*, welche Pflanze auch in Nordwest-Deutschland fehlt, vollständig fehl. Ebenso negativ waren aber auch die Versuche, den Pilz auf *Ribes*, *Paeonia*, *Senecio*, *Sonchus*, *Tussilago*, *Alectorolophus*, *Melampyrum*, *Campanula*, *Phyteuma*, *Pirola*, *Empetrum*, wo etwa zugehörige Teleosporen hätten vermutet werden können, zu übertragen. Klebahn zieht nun daraus ohne weiteres den Schluß, daß der nordwest-deutsche Rindenrost der Kiefer nicht mit *Peridermium Cornui* identisch, sondern eine dritte selbständige Art sei, für die er den Namen *Peridermium Pini* Kleb., in Anspruch nimmt, und deren Acidiumzustand noch ganz rätselhaft sei. Ebenfalls Klebahn³⁾ verdanken wir nun noch eine weitere Entwicklung dieser Frage. Derselbe nimmt an, daß auch der Kiefernadelrost wiederum aus drei Arten besteht. Es ist ihm nämlich die Erzeugung des *Coleosporium* auf *Senecio* aus *Peridermium oblongisporum* nur mit Material aus gewissen Gegenden gelungen; Nadelrost aus andern nordwest-deutschen Gegenden schlug, auf *Senecio* geimpft nicht an, wohl aber auf *Alectorolophus* und *Melampyrum*, welche Pflanzen dann auch in der Nähe des Standortes dieses Kiefernadelrostes mit *Coleosporium Rhinanthacearum* bedeckt waren. Für diese vermeintliche Art wird die Bezeichnung *Peridermium Stahlia* Kleb. eingeführt. Endlich fand sich wieder in einer andern nordwest-deutschen Gegend *Tussilago* reichlich mit *Coleosporium* besetzt und in der Nähe ebenfalls Kiefernadelrost; auch hier glückte es mit diesem Nadelroste künstlich auf *Tussilago* die Uredo zu erzeugen; für Klebahn handelt es sich hier um eine dritte Art Kiefernrost: *Peridermium Plowrightii* Kleb., Uredo und Teleosporenform dieses Pilzes würden also auf *Tussilago* wachsen. Das *Coleosporium Synantherarum* Fr., welches außer auf *Tussilago* noch auf vielen andern Compositen vorkommt, scheint nach Klebahn eine Sammelart zu sein; denn er konnte die Uredo von *Tussilago* leicht wieder auf dieselbe Nährpflanze, aber nicht auf *Sonchus* übertragen. Die morphologischen

1) Berichte d. deutsch. bot. Ges. 1890, Generalversammlungsheft.

2) Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten. II, 1892, pag. 259.

3) l. c. pag. 264.

Unterschiede der hier angenommenen verschiedenen Arten von Kiefernrosten sind bei der großen Variabilität der Sporen sehr unbedeutende. Die Annahme verschiedener Arten scheint mir hier zu weit gegangen; es muß eher den Eindruck machen, daß es hier um lokale Gewohnheitsrassen sich handelt.

Die Keimung der Teleutosporen von *Coleosporium*, die schon seit Lulasne bekannt ist, besteht in der Bildung eines sporidientragenden Promyceliums, welches von jeder Zelle der Spore getrieben werden kann. Sie erfolgt schon im Sommer sobald die Teleutosporen reif sind, unter den geeigneten Bedingungen. Wolff fand, daß man durch Ausfaat der Sporidien auf *Senecio*-Pflanzen das *Coleosporium* nicht wieder erzeugen kann, daß hingegen durch die Uredosporen der Pilz leicht auf diesen Nährpflanzen fortgepflanzt wird. Es bleibt daher nur die freilich noch durch den Infektionsversuch zu erweisende Vermutung übrig, daß die Sporidien dieser und der andern genannten *Coleosporium*-Arten den geeigneten Boden für ihre weitere Entwicklung auf der Kiefer finden und den Blasenrost als ihr Acidium wieder erzeugen. Wenn sich dies bestätigt, so würde als Prophylaxis vorzuschreiben sein, vor allem die genannten beiden *Senecio*-Arten, welche in Kiefernwäldern, besonders auf Holzschlägen gemein sind und oft epidemisch an Rost leiden, beziehentlich das *Cynanchum vincetoxicum* sowie die *Rhinanthaceen* und *Tussilago* auszurotten. Das Auftreten von *Coleosporium* auf *Senecio vulgaris* in Gegenden ohne Kiefern und Blasenrost ließe sich vielleicht daraus erklären, daß auf dieser fast den ganzen Winter grünenden Pflanze der Pilz perenniert und mit keimfähigen Uredosporen durch den Winter kommt; ich fand auch wirklich noch spät im November auf ihr frische Uredohäufchen. Auch Wolff giebt das Perennieren des Pilzes in den Blattrosetten von *Senecio viscosus* und *silvaticus* an.

XVIII. *Melampsora* Cast.

Melampsora.

Die in die Gattung *Melampsora* gehörigen Rostpilze bilden ihre Teleutosporen mit einander gewebeartig verbunden zu einer einfachen parenchymatischen Zellschicht, welche mit dem Gewebe der Nährpflanze fest verwachsen bleibt und entweder unmittelbar unter der Epidermis oder bei Pflanzen, welche geräumige Epidermiszellen besitzen, in denselben sich befindet. Die Sporen sind cylindrische oder prismatische, einfache Zellen, welche alle mit ihrer Achse rechtwinkelig zur Oberfläche des Pflanzenteiles gestellt sind; da, wo sie unter der Epidermis sich bilden, ist ihre Länge meist mehrmals größer als ihre Breite, da, wo sie in den Epidermiszellen entstehen, richtet sich ihre Länge nach der Tiefe dieser. Die Seitenwände, mit denen diese Sporen aneinander grenzen, sind wie bei einem Parenchym homogene gemeinschaftliche Membranen. An der unteren Fläche steht diese Gewebeschicht mit den Myceliumfäden im Zusammenhange, welche das Innere des Pflanzenteiles durchziehen (Fig. 38 A). Die Membranen der Sporen sind mehr oder minder braun gefärbt. Die ursprünglich angelegte Zahl

dieser Sporenzellen wird während der Ausbildung noch vergrößert durch Teilung durch Längswände, die oft kreuzweis gegeneinander gerichtet sind, oft aber auch keine Regelmäßigkeit zeigen. Das Sporenlager erscheint, da es unter oder in der Oberhaut liegt, wie ein dunkelbrauner oder schwarzer Fleck des Pflanzenteiles. Dasselbe kommt hier gewöhnlich erst gegen das Ende der Vegetationsperiode zum Vorschein, wenn der befallene Teil durch den Pilz bereits in einen krankhaften Zustand verjert worden ist; beim Abfallen oder Absterben des Pflanzenteiles hat es seine vollständige Ausbildung erreicht. Nach Ablauf des Winters keimen die Sporenlager an den auf dem Boden liegenden vorjährigen Pflanzenteilen, indem das Promycelium aus dem Scheitel der Sporen nach außen hervorstößt. Auf denselben

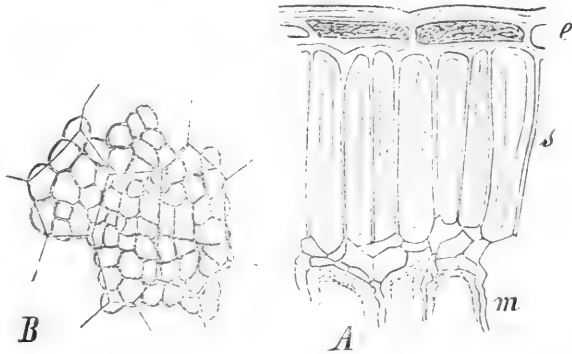


Fig. 38.

Teilen auf welchen der Pilz seine Teleutosporenlager reißt, bildet er vorher Uredosporen in gelblichen bis rotgelben, abstäubenden Häufchen; diese werden bei *Melampsora* einzeln, nicht fettenförmig an, den Basidien abgeschnürt und jedes Uredolager ist hier von einer Hülle, gleich der Peridie der Acidien, umgeben, oder es besitzt statt derselben wenigstens Paraphysen. Über den Entwicklungsang dieser Pilze herrscht noch Unklarheit. Während einerseits nach den unten zu erwähnenden Angaben H. Hartig's die weidenbewohnende Spezies ohne Zwischentreten eines Acidiums direkt wieder aus den Sporidien entstehen kann, sollen nach andern Autoren diese und andre Arten Acidien besitzen. Die Verhütung dieser Krankheiten wird sich also hauptsächlich auf die mögliche Vernichtung des mit den Teleutosporen behafteten Laubes oder Strohes der betreffenden Nährpflanzen und bei den Arten mit Acidien auf die Ausrottung der Nährpflanzen der letzteren erstrecken müssen.

1. *Melampsora lini* Desm., der Flachs- oder Leinrost, am Flachs und andern Leinarten, bei uns besonders an *Linum catharticum*. Ungefähr

Flachsrost.

zur Blütezeit der Pflanze erscheinen an den oberen Blättern die lebhaft rotgelben Rosthäufchen, der Uredo (*Uredo lini* DC.), später an den unteren Blättern und an den unteren Stengelteilen die Telentosporenlager als schwarze, unregelmäßige Flecken. Die runden Uredohäufchen sind von einer Peridie wie bei den Acidien umhüllt, welche sich zeitig in der Mitte unregelmäßig öffnet; die runden oder eckigen Sporen sind mit feulen- oder kolbenförmigen Paraphysen gemengt. Die Telentosporen bilden sich unter der Epidermis. Der Parasit ist für seine Nährpflanzen überaus schädlich, für den Flachs noch besonders dadurch, daß durch seine Telentosporenlager die Flachsfasern brüchig werden. Auf dieser Kulturpflanze ist die Krankheit besonders in Belgien unter dem Namen *le feu* oder *la brûlure du lin* verbreitet und gefürchtet. Wir kennen zwar den Entwicklungsgang des Parasiten noch nicht, müssen aber vermuten, daß er alljährlich aus den mit Telentosporenlagern bedeckten vorjährigen Teilen der Leinpflanze seinen Anfang nimmt. Es ist nicht unmöglich, daß auch in die Samenernte, die von rostigen Feldern stammt, solche Fragmente mit gelangen, und also auch das Saatgut die Krankheit verbreiten kann; wenigstens sah Körnick¹⁾ den Rost auf einer Leinvarietät auftreten, deren Samen aus Kopenhagen bezogen war, während alle andern Leinbeete in demselben Garten verschont blieben und auch später aus derselben Quelle bezogene Samen abermals rostige Pflanzen lieferten. Der auf dem wildwachsenden *Linum catharticum* vorkommende Rostpilz ist mit dem des Flachses wohl spezifisch identisch, obgleich er in seinen Sporen kleiner ist; aber es ist fraglich, ob er leicht auf den Flachs übergeht, denn in Deutschland, wo er auf jener Pflanze ungemein häufig ist, zeigt sich der Flachsrost nur sporadisch, in den meisten Ländern ist er ganz unbekannt. Die Vermutung, daß Kalimangel am Flachsrost schuld sei, hat sich nicht bestätigt²⁾.

Auf Euphorbia.

2. *Melampsora Helioscopiae* Cast., auf *Euphorbia helioscopia*, *exigua*, *Peplus*, *Esula*, *Cyparissias* u. a., bildet an den Blättern zuerst rotgelbe Uredohäufchen (*Uredo Helioscopiae* Pers.), welche mit denen der vorigen Art ganz übereinstimmen, etwas später an den Blättern und besonders an den Zweigen und Stengeln, diese bisweilen fast ganz schwärzend, die dunkeln Telentosporenlager, die auch hier unter der Epidermis stehen.

Auf Euphorbia
dulcis.

3. *Melampsora Euphorbiae dulcis* Oth. (*Melampsora congregata* Dietel), auf *Euphorbia dulcis* und *carniolica*. Dietel³⁾ hat das dazu gehörige Acidium in der Form eines Caeoma aufgefunden.

Auf Circaea.

4. *Melampsora Circaeae* Winter, auf den Blättern der *Circaea*-Arten, mit blaßgelben, kleinen, mit Peridie umhüllten Uredolagern (*Uredo Circaeae* Schum.), und flachen gelbbraunlichen Telentosporenlagern, welche unter der Epidermis sich befinden.

Auf Epilobium.

5. *Melampsora Epilobii* Winter, auf *Epilobium*-Arten, mit einem dem vorigen ähnlichen Uredozustand (*Uredo pustulata* Pers.), und schwarzbraunen, unter der Epidermis stehenden Telentosporenlagern.

Auf Hypericum.

6. *Melampsora Hypericorum* Winter, auf *Hypericum perforatum* und andern einheimischen Arten; Uredolager wie vorher

¹⁾ Hedwigia 1877, pag. 18.

²⁾ Vergl. Wiedermann's Centralbl. f. Agrikulturchemie 1880, pag. 381. Terr. bot. Zeitschr. 1889, pag. 256.

(*Uredo Hypericorum* DC): Teleutosporenlager sehr klein und vereinzelt, gelbbraun, unter der Epidermis.

7. *Melampsora vernalis* Niessl, auf *Saxifraga granulata*; *Uredo* Auf *Saxifraga*. unbekannt; Teleutosporenlager klein, dicht stehend, gelbbraun, unter der Epidermis. Nach Flouwright¹⁾ gehört hierzu das auf derselben Nährpflanze wachsende *Caeoma Saxifragae*.

8. *Melampsora salicina* Lév., der Weidenrost. Dieser Krank- Weidenrost.
heit sind vielleicht alle Arten der Gattung *Salix* ausgesetzt. Unter den Bäumen und Großsträuchern, die im Tieflande wild wachsen und kultiviert werden, zeigt sie sich sehr häufig an *Salix fragilis*, *alba*, *amygdalina*, *Caprea*, *aurita*, *cinerea*, *viminialis*, *purpurea*. Sie befällt aber auch auf dem Hochgebirge die dort heimischen strauchförmigen Weiden; so sah ich sie auf *Salix Lapponum* im Riesengebirge bis an deren obere Grenze an der Schneefippe, bis ca 1560 m sich erheben, und traf sie in den Alpen auf den den Regionen über der Baumgrenze (zwischen 1600 und 1900 m) angehörenden niedrigen Alpen- und Gletscherweiden, nämlich in den nördlichen Alpen (Wagmann) auf *Salix retusa*, in den Centralalpen auf *Salix arbuscula*, *reticulata* und *retusa* (aber nicht auf *Salix herbacea*, auf der sie jedoch von Unger²⁾ beobachtet worden ist), und zwar sowohl in der *Uredo*- als in der Teleutosporenform, so daß der Pilz und die Krankheit auch in jenen Höhen wirklich heimisch sind und sich jährlich wiedererzeugen. Auch aus den Schweizeralpen wird das Vorkommen des Pilzes an *Salix retusa* angegeben. Wahrscheinlich ist die Krankheit mit den Weiden über alle Erdteile verbreitet. Der Weidenrost zeigt sich im Sommer an den Blättern, fast immer nur an der Unterseite bilden sich zahlreiche, kleine, rundliche, jedoch oft zusammenfließende und oft einen großen Teil des Blattes bedeckende, lebhaft rotgelbe, pulverförmige Häufchen von Uredosporen (früher unter den verschiedenen Bezeichnungen *Uredo mixta* Dub., *epitea* Kze., *Vitellinae* DC., *Caprearum* DC.). Sie haben keine Peridie, enthalten aber außer den ungefähr kugeligen, übrigens in der Gestalt wechselnden Sporen feulenförmige Paraphysen. Die Blätter werden an den von den Sporenhäufchen eingenommenen Stellen gelb oder rötlich oder braun; mehr und mehr nimmt das ganze Blatt ein mißfarbiges Aussehen an und stirbt ab, während es noch am Zweige sitzt; inzwischen bilden sich die subepidermalen Teleutosporenlager an der Oberseite, seltener auch an der Unterseite als anfangs rötlichbraune, später sich schwärzende Flecken. Die Krankheit kann die Weiden in jedem Lebensalter befallen; ich sah sie an Keimpflänzchen von *Salix amygdalina*, welche schon durch die *Uredo*, die sich hier hauptsächlich am Stengelschen und den Blattstielen entwickelt, fast vernichtet waren. Manche *Salix*-Arten sind dem Pilze besonders ausgesetzt; so ist namentlich die zur Kultur des Sandbodens benutzte *Salix caspica* oft durch den Pilz vernichtet worden. R. Hartig empfiehlt, dafür die widerstandsfähigere behaarte *Salix pruinosa* × *daphnoides* anzupflanzen.

Bezüglich des Entwicklungsanges des Weidenrostes bestehen noch Kontroversen. Zuerst hatte R. Hartig³⁾ beobachtet, daß die Sporidien, welche im Frühjahr von den Teleutosporen gebildet werden, auf lebende

¹⁾ Gardeners Chronicle, 12. Juli 1890.

²⁾ Grantheme, pag. 229.

³⁾ Wichtige Krankheiten der Waldbäume. Berlin 1874.

Weidenblätter gesät, an denselben den Pilz wieder hervorbringen, sowie auch, daß wenn die Uredosporen im Sommer sogleich wieder auf gesunde Weidenblätter gesät werden, an letzteren nach acht bis zehn Tagen der Pilz auftritt. Es würde daraus hervorgehen, daß dieser Rost nicht notwendig einen Acidiumzustand zu durchlaufen braucht. Dahingegen sollen nach Rostrup¹⁾ die Sporidien der auf *Salix caprea cinerea, aurita* etc. vorkommenden Form (*Melampsora Caprearum* DC.), auf den Blättern von *Evonymus* die Acidienform *Caeoma Evonymi* Schröt. hervorbringen, und aus denjenigen des Rostes auf *Salix pruinosa, daphnoides, viminalis* u. a. (*Melampsora Hartigii* Thüm.) soll das *Caeoma Ribesii* Link auf den Blättern und jungen Früchten von *Ribes rubrum, nigrum* und *alpinum*, welches über Europa und Sibirien verbreitet ist, entstehen. R. Hartig²⁾ hält jedoch diesen Generationswechsel nur für einen fakultativen, da der Weidenrost sich auch da üppig entwickle, wo weit und breit keine *Ribes*-Pflanzen sind. Thümen unterscheidet den Weidenrost wieder in eine Anzahl Arten nach Verschiedenheiten der Uredosporen und Teleutosporen; doch sind andre Mykologen dem nicht gefolgt³⁾.

Auf *Salix repens*.

9. *Melampsora repentis* Plowr., auf *Salix repens*, von Plowright⁴⁾ als besondere Art unterschieden, weil es ihm geglückt ist, die Teleutosporen auf *Orchis maculata* zu übertragen, wo nach einiger Zeit daraus das *Caeoma Orchidis* Winter entstand, welches auf verschiedenen Arten von *Orchis* und auf *Gymnadenia conopsea* bekannt ist.

Auf *Salix herbacea* etc.

10. *Melampsora arctica* Rostr., auf *Salix herbacea, groenlandica* und *glauca* in Grönland.

Pappelrost.

11. *Melampsora populina* Lév., der Pappelrost, auf *Populus pyramidalis, nigra* und *monilifera*, bildet an der Unterseite der Blätter im Sommer meist zahlreiche, kleine, runde, über die ganze Blattoberfläche zerstreute gelbe Häufchen von Uredosporen (*Uredo populina* Pers.); dieselben haben eine Peridie und mit Paraphysen gemengte, langgestreckte, fast keilförmige Sporen. An allen Punkten, wo solche Häufchen stehen, bekommt das Blatt auch oberseits bald gelbliche Flecken, und auf den letzteren treten dann allmählich die ebenfalls ziemlich kleinen, aber zahlreichen, zuerst roten, dann schwarzwerdenden, fruchtenförmigen Flecken der Teleutosporenlager auf, die wiederum subepidermal entstehen. Die Blätter sterben dann, während sie noch am Zweige hängen, vorzeitig ab.

Von diesem Pilz sind als eigene Arten *Melampsora Tremulae* Tul., auf *Populus tremula* und *Melampsora aecidioides* Schröt., auf *Populus alba* und *canescens* unterschieden worden, wegen der ungefähr kugelförmigen Uredosporen.

Niefernrost.

Der Nesselrost (*Melampsora Tremulae*) ist nun von verschiedenen Forschern untersucht worden in Bezug auf den zu ihm gehörigen Acidiumzustand, indessen mit so überaus ungleichem Resultate, daß die Frage vor-

¹⁾ Fortsatte Undersogelser over Snyltesvampes Angreb par Skovtræerne. Kopenhagen 1883, pag. 205.

²⁾ l. c. pag. 144.

³⁾ Vergl. Winter, l. c. pag. 239.

⁴⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I, 1891, pag. 131.

läufig noch nicht für abgeschlossen gelten kann. Schon 1874 hatte R. Hartig¹⁾ auf eine Beziehung zu dem *Caeoma pinitorquum* A. Br., das die Kieferndrehrostkrankheit veranlaßt, aufmerksam gemacht. Aus der Beobachtung, daß in den von diesem Pilze befallenen Kiefernschonungen fast ausnahmslos Aspen auftreten, hatte er auf die Beziehung zu irgend einem Aspenpilze geschlossen; *Melampsora Tremulae* hielt er aber deshalb für zweifelhaft, weil dieser Pilz auch in solchen Gegenden auftritt, wo der Kieferndrehrost unbekannt ist. Später hat aber Rostrop (l. c.) in der That durch Infektion der Kieferntriebe mit den Sporidien des Aspenrostes des *Caeoma pinitorquum* hervorrufen können, und auch R. Hartig²⁾ ist dies hernach gelungen; ebenso hat dieser Forscher nach Ausfaat von Sporen das *Caeoma pinitorquum* auf Aspenblätter der Uredoform hervorgehen sehen; das gleiche ist Sorauer³⁾ gelungen. Über das *Caeoma pinitorquum* wissen wir durch die Untersuchungen de Bary's⁴⁾ und R. Hartig's⁵⁾ folgendes. Der Parasit befällt schon junge, wenige Wochen alte Kiefern-sämlinge, an denen die bis zolllangen, orangegelben, aufgeschwollenen, dann mit einer Längspalte aufplatzenden Fruchtlager sowohl im oberen Teile des Stengels, als auch an den Kothyledonen und an den kleinen Blättchen der Knospe auftreten. Im späteren Alter kommen die Fruchtlager immer nur an den jungen Trieben vor und erscheinen im Juni, wenn die Nadeln eben aus ihrer Scheide hervorgetreten sind. Am meisten befällt der Pilz junge Schonungen von ein- bis zehnjährigem Alter, was sich wohl eben durch die Infektion mit den Sporen, die von den am Boden liegenden Aspenblättern ausgeht, erklärt; selten erscheint der Pilz neu in zehn- bis dreißigjährigen und selbst fünfzigjährigen Beständen; in einigen Beständen hat man ihn 10 bis 12 Jahre hindurch alljährlich ununterbrochen wiederkehren sehen. Die Sporenlager werden unter der Epidermis und der subepidermalen Zellschicht angelegt. Vorher entstehen über denselben zwischen der Cuticula und der Epidermis äußerst kleine, als kegelförmige Erhebungen hervortretende Spermatogonien. Um diese Zeit erscheint die Stelle, welche das Sporenlager enthält, äußerlich weißlich, 1 oder 2 cm lang und von sehr verschiedener Breite, bald als ein schmaler Strich, oft als ein breiter, den vierten Teil des Zweigumfanges umfassender Fleck. Das Sporenlager wird gebildet von den an dieser Stelle in Menge zusammentreffenden Myceliumfäden, welche hier ein dichtes Geflecht bilden und gegen die Oberfläche zu gerichtete zahlreiche, kurze, keulenförmige Basidien treiben, welche auf ihrem Scheitel eine Kette von Sporen tragen, deren oberste die älteste ist, und welche durch Zwischenstücke verbunden sind; dieselben haben meist kugelige oder etwas unregelmäßige Gestalt, ein farbloses, stacheliges Epispodium und feinförmigen, bläugelbrötlichen Inhalt. Diejenigen Basidien, welche ihre Sporen abgestoßen haben, verlängern sich noch etwas und erscheinen zwischen den vorhandenen Sporenketten als keulenförmige Zellen. In der zweiten Hälfte des Juni plagen

1) Wichtige Krankheiten der Waldbäume, pag. 91.

2) Botan. Centralbl. 1885, Nr. 38, pag. 362.

3) Pflanzenkrankheiten, 2. Aufl. II, pag. 242.

4) Monatsber. d. Berliner Akad. d. Wiss. Dezemb. 1863.

5) Zeitschr. f. Forst- und Jagdwesen, IV. 1871, pag. 99 ff., sowie wichtige Krankh. der Waldbäume.

die Sporenlager auf, die orangegelben Sporenmassen treten hervor und verstäuben. Die Rinde ist an diesen Stellen durchwuchert von den septierten, mit orangegelben Öltröpfchen erfüllten Myceliumfäden, welche zwischen den Zellen wachsen und hier und da kurze Äste (Haustorien) ins Innere der Zellen treiben; auch im Bast, in den Markstrahlen des Holzkörpers und im Mark ist das Mycelium vorhanden. Das ganze vom Pilz bewohnte Gewebe stirbt nach Verstäubung der Sporen ab, färbt sich braun und vertrocknet. Dies geschieht mehrere Millimeter breit im Anfange des Sporenlagers; die Höhlung des letzteren wird oft von ausgetretenem Harz erfüllt und auf dem abgestorbenen Gewebe siedeln sich oft säunischbewohnende Pilzformen an. Wenn der Pilz nur an einer vereinzelter Stelle eines Triebes sich zeigt, so bekommt dieser gewöhnlich daselbst eine Biegung infolge einer lokalen Hypertrophie der Gewebe, die durch den Schmarozer veranlaßt wird. Da dann der obere gesunde Teil des Triebes wieder aufwärts wächst, so nimmt derselbe eine S-Form an. Die Wunden werden durch Überwallung meist schon nach einem Jahre geschlossen, und die Krankheit hat dann keinen weiteren Nachteil. Keimpflanzen, sowie ein- und zweijährige Kieferpflanzen gehen jedoch, wenn sie an den Stengeln ergriffen werden, gewöhnlich zu Grunde, weil ihre dünnen Triebe von den Sporenlagern vollständig zerstört werden. Sind die Keimpflanzen nur an den Kötyledonen befallen, so überstehen sie die Krankheit. Wenn der Rost ältere Pflanzen ergreift, so wird er oft mit der Zeit immer heftiger, so daß endlich sämtliche Triebe mit Ausnahme eines kurzen Stumpfes gänzlich absterben. Schonungen, welche eine Reihe von Jahren unter der Krankheit gelitten haben, sehen aus wie vom Wild verbeißt oder von Raupenfraß ruiniert, indem die Neubelaubung der abgestorbenen Triebe durch Entwicklung von Scheidenknospen einen buschartigen Wuchs hervorruft. In der Regel sollen Kulturflächen, auf denen der Rost vor dem sechs- bis achtjährigen Alter auftritt, als verloren zu betrachten sein. Der Umstand, daß der Pilz an einmal befallenen Pflanzen regelmäßig alljährlich wiederkehrt und sich über immer zahlreichere Triebe der Pflanze verbreitet, spricht für die Annahme, daß das Mycelium perenniert und sich in der Pflanze weiter verbreitet, was von Kern¹⁾ bestätigt wurde. Der Verdacht des zugehörigen Acidiums lenkte sich anfangs auf irgend eine Ackerpflanze, denn nach M. Hartig's Versicherung lagen ausnahmslos alle von ihm in Augenschein genommenen erkrankten Bestände (über 30 an Zahl) unmittelbar oder doch sehr nahe an einem Felde, und immer trat die Krankheit zuerst in der an das Feld stoßenden Seite auf und drang von dort aus tiefer in den Bestand vor, auch zeigten sich die infizierten Stellen im ersten Jahre der Krankheit fast ausnahmslos an derjenigen Seite der Triebe, die dem Felde zugewandt war, und an der Grenze der Verbreitung, vom Felde am weitesten entfernt, waren es die kräftigsten über die andern hervorragenden Kiefern, welche sich an ihren Gipfeltrieben erkrankt zeigten. Ein Einfluß der Güte und der Feuchtigkeitsverhältnisse des Bodens ist nicht hervorgetreten; doch hat sich nasskalte Witterung als förderlich für die Verbreitung des Pilzes erwiesen. Die Kieferndrehkrankheit ist erst seit dem Jahre 1860 bekannt, wo sie in der Gegend von Göttingen und Neustadt-Eberswalde auftrat. Um so auffallender ist ihr jetziges verheerendes Auftreten und ihre Ver-

¹⁾ Botan. Centralbl. XIX. 1884, pag. 358.

breitung, denn nach den von R. Hartig mitgeteilten Berichten ist sie in zahlreichen Gegenden Norddeutschlands beobachtet worden. Nach Kern¹⁾ ist der Pilz auch in Rußland an vielen Orten auf der Kiefer gefunden worden.

Weiter hat aber R. Hartig²⁾ auch das *Caeoma Laricis* Lärchennadelrost.
R. Hart., den Lärchennadelrost, durch Infektion mit Sporidien des Kiefernrostes bekommen. Dieser Parasit bewohnt die Nadeln der Lärche, gewöhnlich die Mehrzahl der an einem Zweige sitzenden, und zwar entweder die ganze Nadel oder häufiger den oberen Teil derselben. Die Nadel erleidet dadurch keine Gestaltsveränderung, aber sie wird, soweit das Mycelium des Pilzes in ihr verbreitet ist, bleichgelb und welk. Zugleich brechen durch die Epidermis des kranken Teiles mehrere kleine, elliptische, gelbe Sporenhäufchen hervor, welche zu beiden Seiten der Mittelrippe in einer Reihe oder auch einzeln stehen. Zusammen mit diesen, besonders gegen die Spitze der Nadel zu, kommen Spermogonien vor, die als sehr kleine, dunkle Pünktchen erscheinen. Dies geschieht im Monat Mai. Sobald die Sporen verstäubt sind, trocknet und schrumpft der kranke Teil des Blattes, und bald ist die Nadel verdorben. Der Pilz hat daher eine frühzeitige Entlaubung der Lärche zur Folge; er befällt sowohl junge Sämlinge als auch erwachsene Bäume und zeigt sich dann oft über die ganze Krone von den untersten Ästen bis in den Gipfel verbreitet. Auch dieser Pilz ist erst in der jüngsten Zeit bekannt geworden; von R. Hartig³⁾ wurde er 1873 zuerst erwähnt; 1874 zeigte er sich in der Leipziger Gegend, ich traf ihn daselbst epidemisch in einem kleinen Bestande älterer Lärchen an allen Individuen.

Damit nicht genug, will Kofstrup (l. c.) durch Infektion mit Sporidien von *Melampsora Tremulae* auch das *Caeoma Mercurialis* Caeoma Mercurialis.
Winter auf *Mercurialis perennis* erhalten haben.

Endlich glaubt Rathay (l. c.) auch das *Aecidium Clematidis* auf *Aecidium Clematidis*
Clematis vitalba durch Infektion mit Sporidien von *Melampsora populina* gewonnen zu haben.

Unter diesen Umständen bleibt zu entscheiden, ob der auf *Populus tremula* vorkommende Rost verschiedene Spezies repräsentiert und ob die erwähnten Aecidien nur fakultativen Charakter besitzen. Kürzlich erklärte sich R. Hartig⁴⁾ dahin, daß alle auf den *Populus*-Arten vorkommende *Melampsora*-Pilze nur Formen derselben Spezies und ihre Verschiedenheiten nur durch die Natur der Wirtspflanze bedingt seien; es sei ihm nämlich gelungen, die auf *Populus nigra* auftretende Form direkt auf *Populus tremula* und die von *Populus balsamifera* auf *Populus nigra* zu übertragen; auch gelinge es sowohl den Pilz der Aspe als den der Schwarzpappel auf die Lärche zu impfen.

12. *Melampsora betulina* Desm., der Birkenrost, im Sommer Birkenrost.
auf den Blättern der Birken unterseits kleine, aber überaus zahlreiche, gelbe Uredohäufchen bildend, denen der *Melampsora populina* ganz gleich. Die zahllosen gelben oder rötlichen Flecken, welche durch die Sporenhäufchen auch oberseits verursacht werden, entfärben und verderben das Blatt

¹⁾ Refer. in Just botan. Jahressber. 1885. I, pag. 292.

²⁾ Allgem. Forst- u. Jagd-Zeitung 1885 pag. 326.

³⁾ Bot. Zeitg. 1873, pag. 356.

⁴⁾ Botan. Centralbl. 1891. XLXI, pag. 18.

fast völlig. Während des Absterbens entwickeln sich die Teleutosporenlager. Die Krankheit befällt die Birken in jedem Lebensalter, auch schon als Keimpflänzchen. *Floweright*¹⁾ berichtet, daß es ihm gelungen sei, in England aus diesem Pilz das *Caeoma Laricis* und umgekehrt aus den Sporen dieses *Caeoma* den Birkenrost zu erzeugen. Er hält also das Lärchen-*Caeoma* sowohl zum Aspen- wie Birkenrost gehörig, denn auch in England trete *Caeoma Laricis* sehr häufig mit *Melampsora* auf *Populus tremula* zusammen auf.

Auf *Carpinus*.

13. *Melampsora Carpinii* *Fuckel*, der Buchenrost, auf den Blättern von *Carpinus Betulus*, kleine, mit Peridie versehene, orangegelbe, runde Uredohäufchen, später kleine, zerstreute, gelbbraunliche, subepidermale Teleutosporenlager bildend.

Auf *Quercus*.

14. *Melampsora Quercus* *Schröt.*, auf den Blättern von *Quercus pedunculata* und *Quercus Ilex*.

Auf *Sorbus* und
Spiraea.

15. *Melampsora pallida* *Rostr.*, auf der Blattunterseite von *Sorbus Aucuparia* und *torminalis*, und von *Spiraea Aruncus*, blaßgelbliche, kleine Uredohäufchen und kleine, bleichgelbe Teleutosporenlager bildend, welche aber hier innerhalb der Epidermiszellen sich befinden. Mit diesem Pilz ist

Auf *Sorbus Aria*.

16. *Melampsora Ariae* *Fuckel* auf *Sorbus Aria* wahrscheinlich identisch.

Auf *Prunus*
Padus.

17. *Melampsora areolata* *Fr.* (*Thecopsora areolata* *Magnus*), auf den Blättern von *Prunus Padus* und *virginiana* im Sommer. Die Blätter erkranken unter Auftreten vieler dunkelroter Flecken, welche auf beiden Seiten des übrigens noch grünen Blattes sichtbar sind. An der Unterseite zeigt sich meist auf jedem dieser Flecken eine Gruppe sehr kleiner, punktförmiger, weißlichgelber Häufchen von Uredosporen. Diese haben eine Peridie, aber keine Paraphysen, und bilden eiz- oder kugelförmige Sporen. Auf denselben Flecken entstehen an der Oberseite etwas später die schwarzbraunen Teleutosporenlager, die auch hier von denjenigen der meisten übrigen *Melampsora*-Arten dadurch sich unterscheiden, daß sie innerhalb der Epidermiszellen sich bilden, so daß jede Epidermiszelle von mehreren Sporen fast ausgefüllt ist. Jede Sporenzelle teilt sich hier durch 4 kreuzweis stehende Längswände in eine Rosette von 4 Sporen, die in der centralen Ecke am Scheitel je einen deutlichen Keimporus haben; mitunter kommen auch höhere Teilungen vor; jede Epidermiszelle enthält eine oder mehrere Sporenrosetten. Während der Ausbildung der Teleutosporenlager erkrankt das ganze Blatt, färbt sich braun und stirbt noch am Zweige ab.

Auf *Prunus*
Cerasus.

18. *Melampsora Cerasi* *Schulzer.*, ist an den Blättern des Kirschbaumes in Ungarn und in Italien gefunden worden und vielleicht von dem vorigen Roste verschieden.

Auf *Vaccinium*.

19. *Melampsora Vaccinii* *Winter* (*Thecopsora Myrtillina* *Karst.*), auf den Blättern von *Vaccinium Myrtillus*, *uliginosum*, *Vitis idaea* und *oxycoccus*, sehr kleine, ründliche, gelbe, mit Peridie versehene Uredohäufchen (*Uredo Vacciniorum* *Rabenh.*), und erst an den abgestorbenen Blättern die ziemlich unscheinbaren schwarzbraunen Teleutosporenlager innerhalb der Epidermis bildend.

¹⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten. I. 1891, pag. 130. .

20. *Melampsora sparsa* Winter, auf den Blättern von *Arctostaphylos alpina* in den schweizer Alpen Auf *Arctostaphylos*.

21. *Melampsora Pirolae* Schröt., auf den Blättern der *Pirola*- Arten, meist im Uredozustand (*Uredo Pirolae* Mart.). Auf *Pirola*.

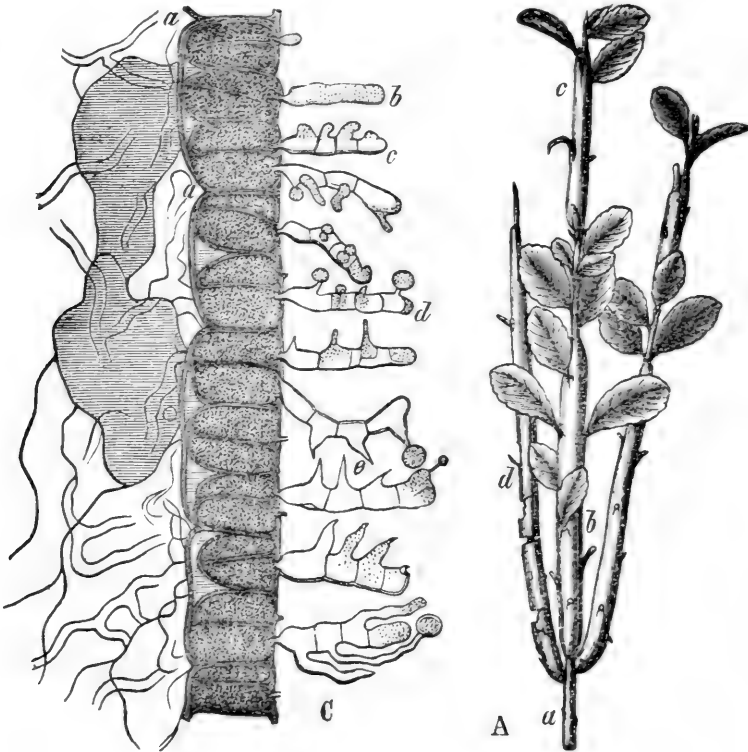
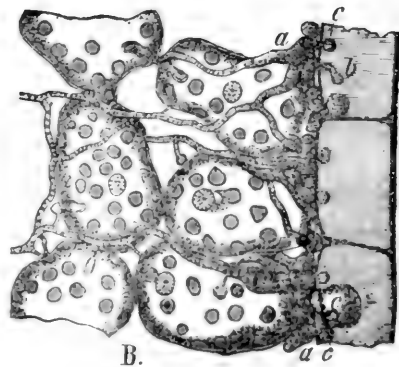


Fig. 39.

Calyptospora Göppertiana. A. eine Pflanze von *Vaccinium Vitis idaea*; b, c. die diesjährigen, unter dem Einfluß des Parasiten dicker gewordenen Zweige, d. abgestorbene befallene Zweige; a der alte Trieb. — B Rinden- und Epidermiszellen eines befallenen Zweiges; das intercellular wachsende Mycelium legt keulenförmig anschwellende Aste a an die Epidermiszellen, worauf warzenförmige Ausstülpungen b und c ins Innere der Epidermiszellen getrieben werden als Anfänge der Teleutosporenbildung. — C Durchschnitt durch einen solchen Zweig mit dem fertigen Teleutosporenlager a, den ganzen Innenraum der Epidermiszellen erfüllend; die Teleutosporen sind gekernt, haben nach außen die Promycelien b, c, d getrieben mit kleinen Sterigmen e, auf denen die Sporidien abgeschnürt werden. B 200-, C 100fach vergrößert. Nach H. Hartig.



22. *Melampsora guttata* Schröt. (*Thecopsora Galii* De Toni), auf *Galium Mollugo*, verum, silvaticum und uliginosum kleine, mit Peridie versehene Uredohäufchen und schwärzliche, in den Epidermiszellen sitzende Teleutosporenlager bildend. Auf *Galium*.

Auf *Stellaria* und
Cerastium.

23. *Melampsora Cerastii* Winter (*Melampsorella Caryophyllacearum* *Schret.*) auf *Stellaria uliginosa*, *Holostea, media, nemorum, glauca, graminea* und auf *Cerastium arvense* und *triviale*. Sie erscheint zuerst in der Uredoform (*Uredo Caryophyllacearum Rabenh.*), dann in der Teleutosporenform auf den unteren überwinterten Blättern. Die Teleutosporen bilden sich ebenfalls innerhalb der Epidermiszellen und sind durch die hellrote Farbe von den andern *Melampsora*-Arten verschieden.

XIX. *Calyptospora Kühn.*

Calyptospora
und *Tannennadelacidium*.

Aus dieser Gattung ist nur ein einziger Parasit bekannt, die *Calyptospora Göppertiana Kühn* auf den Preußelbeersträuchern (*Vaccinium Vitis idaea*). Diesem Pilz fehlt die Uredo, sein Teleutosporenzustand stimmt mit *Melampsora* insofern überein, als die Teleutosporen in Form eines einschichtigen Lagers innerhalb der Epidermiszellen entstehen, so daß jede Zelle von mehreren prismatischen, mit der Längsachse rechtwinklig zur Oberfläche gestellten, braunwandigen Sporen ausgefüllt ist (Fig. 39 C). Die Teilung der Sporenzellen durch Längswände geschieht nicht selten in kreuzweiser Richtung, so daß vierzellige Rosetten erkennbar sind, häufiger aber in keiner bestimmten Orientierung, so daß unregelmäßige Zellgruppen in der Epidermiszelle entstehen. Die Eigentümlichkeit dieses Parasiten liegt aber in der Krankheitserscheinung, unter welcher er auftritt. Die Teleutosporenlager bilden hier keine Flecken auf Blättern, sondern finden sich in den Stengeln und zwar meist in der ganzen Ausdehnung derselben; die befallenen Sprossen sind bis zu Gänsefeldstärke angeschwollen, an ihrer fortwachsenden Spitze weißlich, an den älteren Teilen fortbraun gefärbt (Fig. 39 A). Die Geschwulst rührt her von einer Hypertrophie der Rinde, deren von den Myceliumhyphen umspinnene Zellen vermehrt und vergrößert sind zu einem schwammigen Gewebe und später sich bräunen. Die Blätter der kranken Sprosse sind meist normal gebildet; selbst der Blattstiel nimmt nicht an der Hypertrophie teil, sondern ragt aus einem Grübchen der Rindengeschwulst hervor. An alten Büschen erkennt man, daß die Krankheit sich alljährlich an demselben Individuum wiederholt. Kühn hat die Meinung der Teleutosporen und die Bildung des Promyceliums mit vier Sporidien beobachtet. Nach H. Hartig¹⁾ können diese Sporidien wieder direkt in den Preußelbeersträuchern den Pilz hervorbringen, aber auch fakultativ einen heterocischen *Acidium*zustand erzeugen, nämlich das *Accidium columnare Alb. et Schw.*, oder *Tannennadelacidium*, auf den Nadeln der Weißtanne. Die walzenförmigen, nach oben etwas verjüngten, bis 3 mm langen, weißen Peridien sitzen in zwei regel-

¹⁾ Forst- und Jagdzeitung 1880 und Lehrbuch der Baumkrankheiten. 1. Aufl. Berlin 1882, pag. 56.

mäßigen Reihen neben der Mittelrippe auf der Unterseite einzelner, zwischen gefunden stehenden, jungen, erstjährigen Nadeln, welche in der Gestalt nicht verändert, aber gelblichgrün entfärbt sind. Die Sporen bilden sich kettenförmig, aber allemal mit einer Zwischenzelle abwechselnd. An der Oberseite der franken äcidientragenden Nadeln befinden sich Spermogonien. Die Krankheit ist also mit dem Vorkommen des Pilzes auf die einzelne Nadel beschränkt; sie ist übrigens nicht häufig.

XX. *Endophyllum Lév.*

Diese Gattung hat Sporenlager, welche ganz einem *Aecidium Endophyllum* gleichen, nämlich halbkugelig warzenförmige, am Scheitel sich öffnende Peridien, in welchen die Sporen kettenförmig abgeschnürt werden, und in deren Begleitung Spermogonien auftreten. Trotzdem verhalten sich die Sporen wie die Telentosporen bei den übrigen Rostpilzen; denn de Bary¹⁾ fand, daß die Sporen der ersten unten erwähnten Art gleich nach der Reife keimfähig sind und ein Promycelium mit Sporidien erzeugen; die Keime der letzteren dringen wieder in dieselbe Nährspezies ein, und entwickeln sich zu einem fast die ganze Pflanze durchziehenden Mycelium, welches im nächsten Jahre wieder Spermogonien und Äcidien hervorbringt.

1. *Endophyllum Sempervivi Lév.*, auf verschiedenen *Sempervivum*-Arten; die 1–2 mm großen, halbkugeligen Sporenlager stehen auf Blättern, welche etwas länger und schmaler als die gefunden Blätter und mehr bleich gefärbt sind. Das Mycelium überwintert in den franken Blättern und bringt im Frühlinge die Sporenlager zur Entwicklung. Auf *Sempervivum*.

2. *Endophyllum Sedi Winter*, auf *Sedum maximum, acre, boloniense, sexangulare, reflexum*, wie der vorige Pilz, aber die Peridien bedeutend kleiner. Auf *Sedum*.

3. *Endophyllum Euphorbiae sylvaticae Winter* (*Aecidium Euphorbiae sylvaticae DC.*), auf *Euphorbia amygdaloides*, gleichmäßig auf der Unterseite der Blätter zerstreute, weißliche, schüsselförmige Sporenlager bildend. Die franken Blätter sind etwas kürzer, breiter und fleischiger als die gefunden und mehr gelblichgrün gefärbt. Auf *Euphorbia*.

XXI. *Puccinosira Lagerh.*

Die Telentosporen werden wie bei der vorigen Gattung in Ketten abgeschnürt und sind von einer Peridie umgeben, feimen auch ebenso, sind aber zweizellig, also *Puccinia*-artig. Lagerheim²⁾ fand diese Gattung in einigen Arten in Ecuador.

¹⁾ Ann. sc. nat. 4. sér. T. XX, pag. 78 und Morphol. und Physiol. der Pilze 2c. pag. 188.

²⁾ Berichte d. deutsch. bot. Ges. IX, pag. 344.

XXII. Isolierte Uredo- und Aecidienformen.

Isolierte Uredo-
und Aecidien-
formen.

Es ist noch eine Anzahl Rostkrankheiten übrig, bei denen der Parasit entweder im Uredo- oder im Aecidiumzustande allein, nicht von Teleutosporen begleitet auftritt. Sie gehören offenbar zu irgend welchen Teleutosporenformen, die Aecidien wahrscheinlich in den Entwicklungsgang heterocischer Uredineen; aber man weiß bis jetzt nicht, welche vielleicht längst bekannte Teleutosporenformen mit ihnen im Generationswechsel stehen. Wir führen daher diese noch unvollständig bekannten Rostpilze im nachstehenden auf.

A. Uredo.

Uredo.

Auf Blättern kleine, staubförmige, gelbe Sporenlager bildend, in denen die Sporen einzeln auf den Basidien abgeschnürt werden. Es sind die Sommersporen noch unbekannter Rostpilze, wahrscheinlich meist zu *Melampsora*-Arten gehörig.

Auf
Farnen.

1. *Uredo Polypodii Pers.*, auf *Phlegopteris Dryopteris* und *polypodioides*, *Scolopendrium officinarum* und *Cystopteris fragilis*, die Sporenlager von einer Peridie umhüllt.

Auf Cocos.

2. *Uredo Palmarum Cooke*, auf den Blättern von *Cocos nucifera* in Südamerika.

Auf Quercus.

3. *Uredo Quercus Duby*, auf *Quercus pedunculata*, kleine orangegelbe Häufchen bildend.

Auf Phillyrea.

4. *Uredo Phillyreae Cooke* auf *Phillyrea media*.

Auf Morus.

5. *Uredo Mori Barch.*, auf den Blättern von *Morus alba* in Simla in Indien.

Auf Ficus.

6. *Uredo Fici Cast.*, auf der Unterseite der Blätter von *Ficus Carica* in Italien, Nordafrika und Amerika.

Auf Viola.

7. *Uredo alpestris Schröt.*, auf *Viola biflora*.

Auf Tropaeolum.

8. *Uredo Tropaeoli Desm.*, auf den Blättern von *Tropaeolum* in Belgien, Frankreich und England.

Weinrebenrost.

9. *Uredo Vitis Thüm.*, einen Weinrebenrost auf *Vitis vinifera*, hat von Thümen¹⁾ aus Südcarolina erhalten. Der Pilz bildet auf der Unterseite der Blätter kleine, halbkugelige, hell orangegelbe Häufchen auf kleinen, braunen, oberseits strohgelben Blattflecken. Die Häufchen bestehen aus kugelförmigen oder elliptischen, einzelligen, fast wasserhellen Sporen mit dickem, aber glattem Ektopodium. Weiteres ist nicht bekannt. Vielleicht ist mit diesem Pilz identisch der von Lagerheim²⁾ in Jamaica beobachtete und *Uredo Violae* genannte Rost auf Weinblättern.

Auf Agrimonia.

10. *Uredo Agrimoniae Eupatoriae DC.*, auf *Agrimonia Eupatoria* und andern Arten, mit Peridie. Nach Dietel soll dazu eine Teleutosporenform gehören, welche einer *Melampsora* entspricht³⁾.

¹⁾ Pilze des Weinstockes. Wien 1878, pag. 182.

²⁾ Compt. rend. 1890, pag. 728.

³⁾ Hedwigia 1890, pag. 152.

11. *Uredo aecidioides* *J. Müll.*¹⁾ (*Uredo Mülleri* *Schröt.*), auf den Auf *Rubus*.
überwinternden Blättern von *Rubus fruticosus* und andern Brombeerarten
kreisförmige, orangegelbe Lager bildend, welche ein Spermogonium in ihrer
Mitte haben, daher den Acidien ähneln, doch durch einzelne Sporen-
abschnürung und durch den Mangel von Peridien und Paraphysen sich
davon unterscheiden.

12. *Uredo Symphyti* *DC.*, auf *Symphytum*-Arten, in zahlreichen Auf *Symphytum*.
kleinen Sporenhäufchen meist die ganze Blattunterseite bedeckend.

B. Aecidium.

Die Charaktere von *Aecidium* sind, wie schon oben (§. 135) erwähnt, Aecidium.
die kleinen, umgrenzten und von einer becher- bis walzenförmigen, am
Scheitel sich öffnenden Peridie umgebenen Sporenhäufchen mit fetten-
förmiger Abschnürung der Sporen. In Begleitung der meist in Gruppen
auftretenden Acidienfrüchte kommen Spermogonien vor. Wir führen
hier diejenigen Acidien an, deren hinzugehörige Telentosporenformen
noch unbekannt sind.

1. *Aecidium elatinum* *Alb. et Schw.* (*Peridermium elatinum* *Herzenbesen* und
Kze. et Schm.). Dieser Rostpilz bewohnt die Weißtannen und ist nach Krebs der Weiß-
de Bary's²⁾ Untersuchungen die Ursache zweier eigentümlichen Krankheiten tanne.

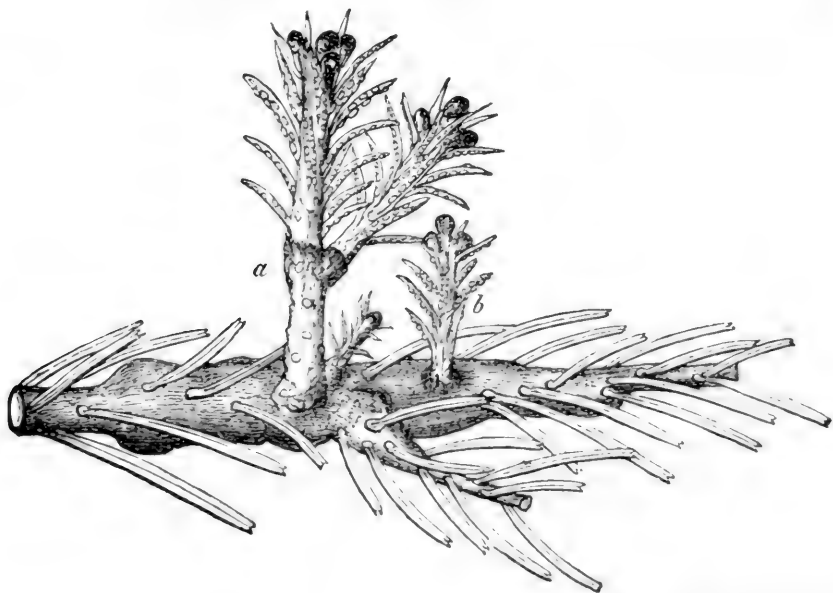


Fig. 40.

Tannenzweig mit 2-jährigem Herzenbesen (a) von ***Aecidium elatinum***;
aus dem verdickten Teile des Tannenzweiges ist eine schlafende Knospe
b ein Jahr später zum Austreiben gekommen und entwickelt sich eben-
falls als Herzenbesen. Auf der Unterseite der Nadeln der Herzenbesen
sieht man die Acidienfrüchte. Nach R. Hartig.

¹⁾ J. Müller, die Rostpilze der Rosa- und Rubus-Arten. Landw. Jahrb.
XV. 1886, pag. 740.

²⁾ Bot. Zeitg. 1867, Nr. 33.

dieses Baumes, die als Herenbesen und als Krebs oder Rindenkrebs der Weißtanne bekannt sind. Die Herenbesen stimmen mit den gleichnamigen, aber durch andre Ursachen veranlaßten Bildungsabweichungen andrer Bäume in der vermehrten Bildung von Sprossen überein. Es sind etwas angeschwollene Triebe, welche nicht wie die normalen Seitentriebe der Tanne horizontal abstehen, sondern sich senkrecht aufwärts stellen und wie kleine, dem Baume aufgewachsene, selbständige Bäumchen oder Büsche aussehen. Ihre Nadeln stehen nicht wie an den normalen Zweigen in zwei Reihen, sondern wie an den Gipfeltrieben rings um den Sproß zerstreut und abstehend, und viele bringen aus ihren Achseln ebenfalls abstehend gerichtete Zweige mit wiederum ringsum zerstreuten Nadeln. Ueberdies sind an allen diesen abnormen Trieben und deren Zweigen auch die Nadeln abweichend gebildet: kürzer und relativ breiter, auch meist gelbgrün gefärbt. Auf der Unterseite derselben stehen die Acidienfrüchte in zwei parallelen Reihen als niedrige, gelbweiße Becher, welche orangegelbe Sporen enthalten, die auf den Basidien in Reihen unmittelbar hintereinander ohne Zwischenzellstücke gebildet werden. Die Acidienfrüchte werden mehrere Zellenlagen unterhalb der Epidermis angelegt und brechen durch diese hervor. An der oberen Seite der acidientragenden Nadeln befinden sich die Mündungen kleiner Spermogonien als orangefarbene Pünktchen. Die Nadeln und sämtliche Achsen des Herenbesens sind von den farblosen, septierten und mit Haustorien in die Zellen eindringenden Mycelfäden durchwuchert. Nach der Reife der Acidien vertrocknen die Nadeln und fallen ab; der Herenbesen steht im Winter auf der belaubten Tanne kahl; aber das Mycelium perenniert in ihm und wächst im Frühjahr in die neuen Triebe und in die Nadeln derselben hinein, um wieder zu fruktifizieren. Dies kann sich eine Reihe von Jahren wiederholen, man will bis 20jährige Herenbesen gefunden haben; aber endlich brechen dieselben ab. — Die andre genannte Krankheitserscheinung, der Krebs der Weißtanne, bildet meist an älteren Stämmen ringsum tonnenförmige Anschwellungen mit stark rissiger Rinde, über welchen der Stamm meist etwas dicker als darunter ist. Die Krebsgeschwülste beruhen auf einem größeren Durchmesser sowohl des Holzes als der Rinde. Die Jahresschichten des Holzkörpers haben sowohl unter einander, als auch jede einzelne an verschiedenen Stellen ungleiche Dicke, stellenweise unterbleibt die Holzbildung ganz; der Holzkörper wird dadurch gefurcht und die Lücke durch Rindengewebe ausgefüllt. Der Verlauf der Holzfasern ist daselbst unregelmäßig geschlängelt, maserartig. In der Rinde findet eine starke Vermehrung der Zellen statt, welche in radialen Reihen stehen. Damit hängt ein vielfaches Versten der Rinde an der Oberfläche zusammen. Die Folge ist, daß die rissige Rinde mehr oder weniger abbröckelt. Dies kann bis zur Entblößung des Holzkörpers fortschreiten. Letzterer wird an diesen Stellen mehr oder minder morsch, weshalb an krebssigen Stellen leicht Windbruch stattfindet; auch siedeln sich dann dort oft andre Pilze, z. B. *Polyporus fulvus*, an. In den Krebsgeschwülsten findet sich stets ein Mycelium, welches sich demjenigen in den Herenbesen gleich verhält. Seine Fäden wachsen zwischen den Zellenreihen des hypertrophierten Rindengewebes, dringen auch in die Cambiumschicht und, wiewohl spärlicher, in das Holz ein, wo sie aber ebenfalls Haustorien in die Zellen senden. Über die Geschwülste geht das Mycelium nicht hinaus. Es treten aber an den Krebsstellen nie Fruktifikationen auf. Außer auf den Stämmen kommt auch

an den Ästen und Zweigen jeglicher Ordnung der Kiefer vor, selbst an zweijährigen Trieben, und oft sieht man an älteren Geschwülsten die Abnormität des Holzes bis in die ältesten Jahreslagen sich erstrecken, was auf die zeitige Anwesenheit des Parasiten deutet. Auch zeigt an der Ursprungsstelle des Herenbesens der denselben tragende Ast stets eine kleine Kiebsgeschwulst; ebenso sieht man bisweilen aus älteren Geschwülsten einen Herenbesen hervorgehen. Dann besteht zwischen den Mycelien beider Mißbildungen ein kontinuierlicher Zusammenhang. Es muß daraus geschlossen werden, daß der Parasit beider identisch ist, daß beide eine und dieselbe Ursache haben und daß der Pilz nur in den grünen Nadeln die Bedingungen zur Fruchtbildung findet. In den Krebsstellen perenniert das Mycelium ohne zu fruktifizieren lange Zeit; aus alten Geschwülsten geht hervor, daß der Pilz 60 und mehr Jahre perennieren kann. Die Sporen sind zwar sogleich nach der Reife keimfähig, aber der Keimschlauch dringt in kein Organ der Weißtanne ein, und es ist nicht möglich, aus den Sporen wieder das Acidium zu erzeugen. Die für sie bestimmte Nährpflanze ist unbekannt. Unter diesen Umständen kennen wir gegenwärtig kein Mittel zur Verhütung der Krankheit. Ihr Vorkommen dürfte mit der Tanne dieselbe Verbreitung haben, nach de Bary ist sie im Schwarzwald, insbesondere um Freiburg i. Br. überall häufig in der ganzen Höhenregion dieses Baumes (280 bis 800 ü. M.) und sowohl in engen feuchten Schluchten, wie an luftigen Orten. Ich sah sie auch in der Schweiz am Rigi. Auch aus Ungarn wird sie angegeben.

2. *Aecidium strobilinum* Reess (*Licea strobilina* Alb. et Schw.), auf Fichtenzapfen.
auf den grünen lebenden Zapfenschuppen der Fichte, wo die halbkugelförmigen, mit Querringen sich öffnenden dunkelbraunen Acidien dicht gedrängt auf der Innenseite, bisweilen auch auf der äußeren Seite der Schuppen stehen. Die kranken Zapfen bringen keine Samen; zur Erde gefallen werden sie durch das Ausfrieren der Schuppen feimlich. Die Krankheit ist von Norddeutschland bis in die Boralpen verbreitet¹⁾.

3. *Aecidium conorum Piceae* Reess, ebenfalls auf den Zapfenschuppen der Fichte, aber die 4—6 mm großen, weißen Acidien stehen nur in geringer Anzahl auf der Außenseite der Schuppen²⁾.

4. *Aecidium corruscans* Reess³⁾, auf den Nadeln junger Triebe der Fichte, wobei die Nadeln kürzer und breiter und ihrer ganzen Länge nach von dem goldgelben, aufliegenden Acidium bedeckt sind, wobei der Trieb in seiner Gesamtheit wie ein fleischiger Zapfen aussieht. Die Krankheit ist in Schweden und Finnland häufig; in Schweden werden die befallenen Triebe gegessen („Mjölskor“).
auf Fichtennadeln.

5. *Aecidium Bermudianum* Farlow⁴⁾, auf *Juniperus Bermudiana* und *virginiana* in Amerika, Gallen bildend ähnlich denen von *Gymnosporangium globosum*.
auf *Juniperus*.

6. *Aecidium Convallariae* Schum., auf den Arten von *Convallaria*, *Streptopus*, *Majanthemum bifolium*, *Paris quadrifolia*, auf allen grünen Teilen, selbst auf den Perigonblättern, meist freisporig angeordnete
auf *Convallaria* etc.

¹⁾ Vergl. Rees, die Rostpilzformen der deutschen Koniferen.

²⁾ Rees, l. c. pag. 100.

³⁾ l. c., pag. 215.

⁴⁾ Botan. Gazette XII. 1887, pag. 205.

Acidien bildend und bleiche Flecke hervorrufend. Man vergleiche das oben unter *Puccinia sessilis* Gesagte (§. 167).

Auf *Leucojum*.

7. *Aecidium Leucoji* *Bergam. Bals et de Not.*, auf *Leucojum aestivum* in Italien und Ungarn.

Auf *Muscari*.

8. *Aecidium Muscari* *Linhart*, auf *Muscari comosum* in Ungarn.

Auf *Asphodelus*.

9. *Aecidium Asphodeli* *Cast.*, auf *Asphodelus* bei Marseille.

Auf *Arum*.

10. *Aecidium Ari* *Desm.*, auf *Arum maculatum* regellos oder freisförmig angeordnet auf bleichen Flecken der Blätter. Man vergleiche das oben unter *Puccinia sessilis* Gesagte (§. 167).

Auf *Euphorbia*
dulcis etc.

11. *Aecidium Euphorbiae* *Gmel.*, auf *Euphorbia dulcis*, *verrucosa*, *Gerardiana*, *Esula*, *virgata* und *lucida*; die Acidien sind kegel-, später frugförmig, mit zerstücktem vergänglichem Rande und stehen meist über die ganze Blattfläche zerstreut. Die ganze Nährpflanze wird hier in derselben Weise deformiert, wie durch das *Acidium* des Erbsenrostes (§. 145).

Auf *Euphorbia*
cyparissias.

12. *Aecidium lobatum* *Kcke.*, auf *Euphorbia cyparissias*, dieselben Veränderungen wie der vorige Pilz erzeugend; die Acidien sind nur wenig vorragend, am Rande in nur wenige, meist vier, breite Lappen geteilt.

Auf *Myrica*.

13. *Aecidium myricatum* *Schw.*, auf den Blättern von *Myrica cerifera* in Nordamerika.

Auf *Osyris*.

14. *Aecidium Osyridis* *Rabenh.*, auf *Osyris alba*.

Auf *Barbareae*.

15. *Aecidium Barbaraeae* *DC.*, auf *Barbarea arcuata*.

Auf *Nasturtium*.

16. *Aecidium Nasturtii* *Hazsl.*, auf *Nasturtium* in Ungarn.

Auf *Berberis*.

17. *Aecidium Magelhaenicum* *Berk.*, auf *Berberis vulgaris*, von dem gewöhnlichen *Acidium* der Berberitze sehr verschieden dadurch, daß es herenförmige Bildungen erzeugt, indem die rosettenartig stehenden Blätter schon in der Jugend ergriffen werden und kleiner bleiben und aus ihren Achseln theils blühende theils nicht blühende lange Triebe sich entwickeln, an denen im nächsten Frühjahr wieder acidientragende Blattrosetten sich bilden. Die Acidien stehen in großer Zahl über die ganze Blattfläche verteilt und zeichnen sich durch lang cylindrische, weiße Peridien aus. Magnus¹⁾ hat die Verschiedenheit dieses Pilzes von dem gewöhnlichen Berberitzen-*Acidium* auch dadurch dargethan, daß er durch Impfsversuche die Unfähigkeit des Pilzes, auf *Triticum repens* überzugehen, konstatierte.

Auf *Actaea*.

18. *Aecidium Actaeae* *Wallr.*, auf *Actaea spicata*.

Auf *Aconitum*.

19. *Aecidium Aconiti Napelli* *DC.*, auf *Aconitum Napellus* gelbe, später bräunliche Blattflecken hervorrufend.

Auf *Ranunculus*.

20. *Aecidium Ranunculacearum* *DC.*, auf verschiedenen Arten von *Ranunculus*.

Auf *Anemone*.

21. *Aecidium punctatum* *Pers.*, auf *Anemone ranunculoides*, *coronaria* und *Eranthis hiemalis*; die befallenen Blätter sind kleiner, schmaler geteilt, länger gestielt als die gesunden und gleichmäßig mit den bräunlichen kleinen Acidien bedeckt.

Auf *Anemone*
Hepatica.

22. *Aecidium Hepaticae* *Berk.*, auf *Anemone Hepatica* rundliche Gruppen auf gelben Blattflecken bildend.

Auf *Thalictrum*.

23. *Aecidium Thalictri flavi* *DC.*, auf *Thalictrum*-Arten dicke Polster oder Schwielen bildend. Identisch ist wohl *Aecidium Sommerfelti* *Johans.*, auf *Thalictrum alpinum* in Island und Norwegen.

¹⁾ Verhandl. d. bot. Ver. d. Prov. Brandenburg 1875, pag. 87.

24. *Aecidium Thalictri foetidi* *Magn.*, auf *Thalictrum foetidum* Auf *Thalictrum foetidum*.
in der Schweiz.
25. *Aecidium Clematidis* *DC.*, auf *Clematis recta*, *Vitalba* und Auf *Clematis*.
Viticella, starke Anschwellungen und Verkrümmungen der befallenen Teile
verursachend.
26. *Aecidium Isopyri* *Schröt.*, auf *Isopyrum* in Schlesien. Auf *Isopyrum*.
27. *Aecidium Pastinacae* *Rostr.*, mit *Pastinaca sativa* in Däne- Auf *Pastinaca*.
mark.
28. *Aecidium Foeniculi* *Cast.*, auf den Früchten von *Foeniculum* Auf *Foeniculum*.
bei Marseille.
29. *Aecidium Mei Mutellinae* *Winter*, auf *Meum Mutellina* ziem- Auf *Meum*.
lich starke Anschwellungen bewirkend.
30. *Aecidium Sii latifolii* *Fiedl.*, auf *Sium latifolium* (vergleiche Auf *Sium*.
oben *Uromyces lineolatus*, S. 145).
31. *Aecidium Seseli* *Niessl*, auf *Seseli glaucum* und *Laserpitium* Auf *Seseli* und
Siler Verdickungen und Verkrümmungen verursachend. *Laserpitium*.
32. *Aecidium Grossulariae* *DC.*, nicht selten auf Blättern und Auf Stachel-
Früchten der Stachelbeeren, oft viel Schaden machend. Es ist ungewiß, beeren.
ob der Pilz zu der *Puccinia Ribis* *DC* (siehe S. 156) gehört; Alebahn¹⁾
vermutet auf Grund von freilich nicht genügend beweisenden Infektions-
versuchen eine Zusammengehörigkeit mit einer *Puccinia* auf *Carex Goude-*
noughii. Bei Ausjaatversuchen von *Aecidium*sporen auf Stachelbeerblättern
sah ich, daß die Keimschläuche hier nicht eindringen, sondern nur in dicht
spiraligen Windungen auf der Epidermis hinwachsen.
33. *Aecidium Parnassiae* *Winter*, auf *Parnassia palustris* gelb- Auf *Parnassia*.
liche, später braune Flecken auf den Blättern bildend.
34. *Aecidium Aesculi* *Ell. et Kellerm.*, auf Blättern von *Aesculus*. Auf *Aesculus*.
35. *Aecidium pallidum* *Schneider*, auf *Lythrum Salicaria* auf Auf *Lythrum*.
der Unterseite der Blätter.
36. *Aecidium Hippuridis* *Joh. Kze.*, auf *Hippuris vulgaris*, ohne Auf *Hippuris*.
oder mit geringer Fleckenbildung. (Vergleiche oben *Uromyces lineolatus*
S. 145.)
37. *Aecidium Circaeae* *Cesati.*, auf *Circaea lutetiana* und *alpina*, Auf *Circaea*.
freisförmig oder ordnungslos gruppiert auf bräunlichen Blattflecken.
38. *Aecidium carneum* *Nes.*, auf *Phaca frigida* und *Oxytropis* Auf *Phaca* und
campestris. *Oxytropis*.
39. *Aecidium Astragali* *Eriks.*, auf *Astragalus alpinus* in Nor- Auf *Astragalus*.
wegen.
40. *Aecidium esculentum* *Barclay*²⁾, an den Blütenprossen von Auf *Acacia*
Acacia eburnea Hypertrophien, Drehungen und Blüten-Prolifikationen be- *eburnea*.
wirkend. Die *Aecidien* entstehen massenhaft und bilden dicke Krusten, welche
in Indien gekocht eine beliebte Speise sind.
41. *Aecidium Schweinfurthii* *Henn.*, auf Fruchtknoten und Auf *Acacia*
jungen Früchten von *Acacia fistula* unregelmäßig zerrißene, oft hornähn- *fistula*.
liche, 5—10 cm lange und breite Gallen bildend³⁾.

¹⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 341.

²⁾ Journ. of the Bombay Nat. Hist. Soc. 1890, pag. 1.

³⁾ Jennings, Verhandl. d. bot. Ver. d. Prov. Brandenburg 1889,
pag. 299.

- Auf *Acacia etbaica*. 42. *Aecidium Acaciae* (Henn.) auf *Acacia etbaica* in der Colonie Eriträa, dicke herenfeszenartige Zweigbüschel bildend, deren Triebe blattlos, stark verlängert und aufwärts gewachsen sind. Spermogonien und Acidien sitzen auf der Oberfläche der Uredo des Herenfeszens¹⁾.
- Auf *Fraxinus*. 43. *Aecidium Fraxini* Schw., auf *Fraxinus viridis* in Nordamerika, sehr schädlich.
- Auf *Ligustrum*. 44. *Aecidium Ligustri* Strauss, auf *Ligustrum vulgare*.
- Auf *Phillyrea*. 45. *Aecidium Phillyreae* DC., auf *Phillyrea media*, oft starke Anschwellungen und Deformationen verursachend.
- Auf *Limnanthemum*. 46. *Aecidium Nymphoides* DC., auf *Limnanthemum nymphoides*, soll nach Chodat zu *Puccinia Scirpi* DC. gehören (siehe oben S. 170.)
- Auf *Lysimachia*. 47. *Aecidium Lysimachiae* Walbr., auf *Lysimachia thyrsoflora*.
- Auf *Plantago*. 48. *Aecidium Plantaginis* Ces., auf *Plantago lanceolata* und *virginica*, in Ungarn, Italien Nordamerika.
- Auf *Melampyrum*. 49. *Aecidium Melampyri* Schm. et Kze., auf *Melampyrum pratense* und *nemorosum*, unregelmäßige purpurrote Flecken erzeugend.
- Auf *Pedicularis*. 50. *Aecidium Pedicularis* Libosch, auf *Pedicularis palustris* und *sylvatica* unter oft starken Anschwellungen und Verkrümmungen.
- Auf *Prunella*. 51. *Aecidium Prunellae* Winter, auf *Prunella vulgaris*.
- Auf *Knautia*. 52. *Aecidium Scabiosae* Doz. et Molk., auf *Knautia sylvatica*.
- Auf *Sambucus*. 53. *Aecidium Sambuci* Schw., auf *Sambucus canadensis* in Nordamerika.
- Auf *Chrysanthemum*. 54. *Aecidium Leucanthemi* DC., auf *Chrysanthemum Leucanthemum* und *montanum*.
- Auf *Achillea*. 55. *Aecidium Ptarmicae* Schröt., auf *Achillea Ptarmica*.
- Auf *Centaurea*. 56. *Aecidium Cyani* DC., auf *Centaurea Cyanus*.
- Auf *Serratula*. 57. *Aecidium Serratulae* Schröt., auf *Serratula tinctoria* in Schlefien.
- Auf *Petasites* etc. 58. *Aecidium Compositarum* Martius, auf *Petasites*-Arten, *Bellis perennis*, *Doronicum Pardalianches*, *Aposeris foetida*, *Lactuca Scariola* etc. und andern Compositen, wo überall die Acidien noch nicht mit Teleutosporenzuständen in Zusammenhang gebracht sind.
- Auf *Homogyne*. 59. *Aecidium Homogynes* Schröt., auf *Homogyne alpina* in Schlefien.
- Auf *Senecio*. 60. *Aecidium Senecionis crispatis* Schröt., auf *Senecio crispatus* in Schlefien.
- Auf *Artemisia*. 61. *Aecidium Dracunculi* Thüm., auf *Artemisia Dracunculus* in Sibirien.
- Auf *Linomyris*. 62. *Aecidium Linomyridis* Lagerh., auf *Linomyris vulgaris*.

C. Caeoma Tul.

Caeoma.

Mit diesem Gattungsnamen belegt man Acidienzustände von Rostpilzen, bei denen die Sporen ebenfalls fettensförmig abgeschnürt werden und in deren Begleitung Spermogonien vorkommen. Aber die Sporenhäutchen sind von keiner Peridie, höchstens bisweilen von Paraphysen umhüllt und nicht begrenzt, sondern breiten sich in centrifugaler Richtung

¹⁾ Vergl. Magnus, Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch., X, pag 43.

unregelmäßig aus, so daß am Rande die jüngsten, noch nicht sporentragenden Basidien stehen. Diejenigen dieser Formen, zu denen bis jetzt die Telentsporen noch nicht aufgefunden sind, stellen wir hier zusammen.

1. *Caeoma Abietis pectinatae* Reess¹⁾, auf den Nadeln der Weißtanne, dem *Aecidium columnare* (S. 206) sehr ähnlich, aber ohne Peridie und längliche, gelbe Sporenlager auf der Unterseite der Nadel zu beiden Seiten der Mittelrippe bildend, mit zahlreichen Spermogonien zusammen. In Bayern nicht selten. Auf Weißtanne.
2. *Caeoma Allii ursini* Winter, auf *Allium ursinum*, *acutangulum*, *oleraceum*, *Cepa*, *fistulosum* und *Porrum*, einzeln oder in freisförmigen Gruppen. Auf Allium.
3. *Caeoma Galanthi* Winter, auf *Galanthus nivalis*. Auf Galanthus.
4. *Caeoma Ari* Winter, auf *Arum maculatum*. Auf Arum.
5. *Caeoma Chelidonii* Magnus, auf *Chelidonium majus*. Auf Chelidonium.
6. *Caeoma Fumariae* Link, auf *Corydalis cava* und *fabacea*. Auf Corydalis.
7. *Caeoma Moroti* Har. et Poir., auf *Cardamine* in Finnland. Auf Cardamine.
8. *Caeoma Aegopodii* Winter, auf *Aegopodium Podagrariae* und *Chaerophyllum aromaticum*. Auf Aegopodium etc.
9. *Caeoma Ligustri* Winter, auf *Ligustrum vulgare*. Auf Ligustrum.
10. *Caeoma Cassandrae* Gobi, auf *Andromeda calyculata*, von der Gobi²⁾ vermutet, daß sie zu *Melampsora Vaccinii* gehört, mit der sie an der gleichen Lokalität vorkam. Auf Andromeda.

D. Hemileia Berk. et Br.

Diese noch ungenügend bekannte Gattung wird zu den Uredinaceen gerechnet. Der hierher gehörige Parasit interessiert uns, weil er eine Kaffeeblattkrankheit verursacht. Dieselbe trat zuerst 1869 auf Ceylon und gleich danach auch auf dem südlichen indischen Kontinent auf, ist später auch auf Sumatra und in Tonkin gefunden worden. Man schätzt auf Ceylon den Schaden, den die Krankheit seit ihrem ersten Auftreten bis 1880 gemacht hat, auf 12 bis 15 Millionen Pfund Sterling. In der jüngsten Zeit ist die Krankheit auch in den Kaffeepflanzungen Ostafrikas aufgetreten. Die Blätter bekommen braune Flecke und sind an diesen Stellen auf der Unterseite mit einem orangeroten Sporenpulver überzogen. Die Sporen sind einzellig, eiförmig, teils glatt, teils wärzig, 0,035—0,04 mm lang. Der Pilz ist von Berkeley und Broome *Hemileia vastatrix* genannt worden. Die Keimung der Sporen hat man beobachtet; übrigens ist aber der Pilz noch ganz ungenügend bekannt³⁾.

Hemileia, die Kaffeeblattkrankheit.

¹⁾ l. c. pag. 115.

²⁾ Cit. in Just, bot. Jahresber. 1885. II, pag. 512.

³⁾ Vergl. Just, bot. Jahresb. j. 1876, pag. 103 und 130, und Revue Mycol. 1888.

Neuntes Kapitel.

Die durch Hymenomyceten verursachten Krankheiten.

Hymenomyceten.

Die Hymenomyceten umfassen fast lauter Pilze, deren Fruchtkörper große Dimensionen besitzen und im gewöhnlichen Leben als Schwämme bezeichnet werden. Die Mehrzahl derselben gehört auch nicht zu den Parasiten, aber einige derselben sind als Urheber von Pflanzenkrankheiten hier zu erwähnen. Mykologisch sind die Hymenomyceten oder Hautpilze dadurch charakterisiert, daß ihre Sporen durch Abschnürung in eigentümlicher Weise von besonderen Zellen, welche Basidien heißen, gebildet werden. Ein solches Basidium ist bei den Hymenomyceten eine längliche Zelle, welche auf ihrem Scheitel meist vier kurze feine Ästchen, sogenannte Sterigmen treibt, deren jedes an seinem Ende eine Spore abschnürt. Bei allen Hymenomyceten sind die Basidien in großer Anzahl zu einer hautartigen Schicht vereinigt, welche bestimmte Teile des Fruchtkörpers bedeckt, eine sogenannte Fruchtschicht oder Hymenium bildend.

A. *Exobasidium Woron.*

Exobasidium.

Diese Gattung ist durch ihren Parasitismus auf Blättern, Stengeln und Wurzeln und mehr noch durch die von allen übrigen Hymenomy-



Fig. 41.

Zweig von *Vaccinium vitis-idaea* mit verpilzten Stellen und Fruchtkörpern von ***Exobasidium vaccinii***, im Stengel und auf den Blättern aa. Nach R. Hartig.

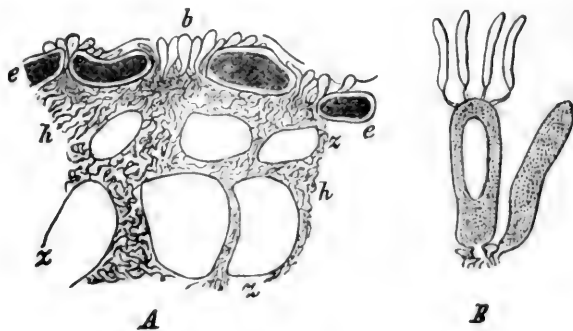


Fig. 42.

***Exobasidium vaccinii* Woron.** A Durchschnitt durch eine kranke Blattstelle des Preiselbeerstrauches. zz Parenchymzellen des Blattes, zwischen denen das Mycelium hh sich mächtig entwickelt hat. Es treibt nach außen, die Epidermiszellen ee auseinanderchiebende Äste, welche zu den Basidien b werden. B Zwei Basidien stärker vergrößert; das eine reif, an der Spitze 4 Sporen an kurzen Sterigmen abschnürend.

eten abweichende, sehr einfache Fruchtbildung charakterisiert, indem sie keinen eigentlichen Fruchtkörper, sondern eine bloße Hymeniumschicht besitzt, welche in der Epidermis der Nährpflanze gebildet wird und aus

dieser hervortritt. Dieselbe besteht aus typischen Hymenomyceten-Basidien, die am Scheitel auf vier feinen Ästchen (Sterigmen) eben so viele Sporen abknüpfen (Fig. 42 B). Die drei bis jetzt bekannten Arten bringen an ihren Nährpflanzen starke Hypertrophien in Form eigentümlicher Gallen hervor.

1. *Exobasidium Vaccinii* Woron., auf Blättern, Stengeln und Blüten der Preußelbeeren (*Vaccinium Vitis idaea*), der Heidelbeeren (*Vaccinium myrtillus*), des *Vaccinium uliginosum* sowie von *Andromeda*. Die Blätter bekommen unterseits große, fleischige, weiße Anschwellungen, die nicht selten das ganze Blatt einnehmen, welches dann nach oben sich zusammenwölbt; an der Oberseite ist die kranke Stelle nur tief gerötet. Wenn der Pilz die Stengel befallt, so schwellen diese gewöhnlich ringsum zu einer fleischigen Verdickung an und tragen dann meist kleinere, ebenfalls ganz oder in der unteren Hälfte degenerierte Blätter (Fig. 41). Der Blütenstand bekommt dann sehr verdickte Blütenstiele und bedeutend vergrößerte und verdickte Deckblätter, hinter denen die Blüten bald ziemlich regelmäßig sich ausbilden, bald durch Verdickung unformig werden oder verkümmern. Die Anschwellungen kommen durch eine Hypertrophie des Parenchyms zu stande, indem die Zellen desselben vermehrt und erweitert sind und kein Chlorophyll erzeugen. In diesem Gewebe ist das Mycelium des Pilzes verbreitet in Form feiner, farbloser, septierter und verzweigter Fäden, die zwischen den Zellen und teilweise innerhalb derselben wachsen. In der Nähe der Epidermis der Unterseite des Blattes werden sie reichlicher und verdrängen die Zellen der Epidermis und die darunter liegende Zellschicht fast gänzlich, an der Stelle derselben eine wachstartig fleischige, weiße Pilzmasse bildend. Von den Fäden derselben gehen nach außen hin dicke, keulenförmige Zweige ab, welche dicht beisammenstehend die Hymeniumschicht darstellen (Fig. 42 A). Durch ihr Wachstum heben sie die resistente Cuticula allmählich in die Höhe und zerreißen sie. Es sind die oben beschriebenen Basidien, auf deren freiliegendem Scheitel vier kurz cylindrische oder spindelförmige, schwach gekrümmte, einzellige, farblose Sporen abgeknüpft werden. Dieselben geben der Oberfläche der Anschwellung ein mattes, weißes, wie bereiftes Aussehen. Nach der Sporenbildung werden mit dem Absterben des Pilzes die Teile braun und schrumpfen. Nach Woronin¹⁾ teilen sich bei der Keimung die Sporen durch mehrere Querscheidewände und zeigen dann hefeartige Sprossung, indem die Keimschläuche sich als einzellige Glieder abknüpfen, was durch mehrere Generationen sich wiederholen kann. Auf ganz junge, gesunde Blätter gesät, treiben nach Woronin die Sporen Keimschläuche, welche vorzugsweise auf der Unterseite des Blattes, teils durch die Spaltöffnungen, teils durch die Wände der Epidermiszellen eindringen. Acht bis zehn Tage nach der Infektion ist das Blatt bereits angeschwollen; nach vierzehn Tagen hat der Pilz neue Sporen gebildet. Der Pilz kommt vereinzelt nicht selten vor; einen Fall, wo auf einem 2–3 m breiten und 600 m langen Waldstreifen fast sämtliche Heidelbeerpflanzen befallen waren, erwähnt Zadebeck²⁾. Ein von Kofstrup³⁾ in Dänemark auf *Vaccinium Oxycoccus* gefundenes

Auf Preußel-
beeren und
Heidelbeeren.

¹⁾ Verhandl. d. naturf. Gesellsch. zu Freiburg 1867, Heft IV.

²⁾ Botan. Centralbl. XXV. 1886, pag. 289.

³⁾ Botanisk Tidskrift. XIV, pag. 4. 1885.

Exobasidium Oxycoeci Rostr. ist vielleicht mit dem vorstehenden spezifisch identisch.

Auf Alpenrosen.

2. *Exobasidium Rhododendri Fuckel* erzeugt auf der Unterseite der Blätter und an den Blattstielen von *Rhododendron ferrugineum* und *hirsutum* kugelige, erbsen- bis wallnußgroße, weichfleischige, saftige, glatte, rotwangige Auswüchse, welche meist mit schmaler Basis der Blattfläche aufliegen und daher einem Gallapfel ähneln, in der Schweiz unter dem Namen „Alpenrosenäpfel“ oder „Saftäpfel“ bekannt. Sie wurden früher für ein Insekt-Gebilde gehalten; Fückel¹⁾ hat dem Pilz seine richtige Stellung angewiesen und fand die Bildung und Form der Sporen, durch welche die Oberfläche der Galle zu einer gewissen Zeit wie bereift erscheint, ganz übereinstimmend mit der vorigen Art, zu der dieser Pilz vielleicht auch gehört. Diese Gallen wurden von Fückel und von Kramer²⁾ in der Schweiz, von mir im Stubachthal auf den hohen Tauern in Menge, sowie auf dem Watzmann, auf der genannten Nährpflanze angetroffen.

Auf *Laurus canariensis*.

3. *Exobasidium Lauri Geyler*, ist nach Geyler's³⁾ Untersuchungen die Ursache der sogenannten Luftwurzeln von *Laurus canariensis* auf den canarischen Inseln (*Madre de Louro* bei den Portugiesen genannt). Es sind Auswüchse, die Bory de St. Vincent als einen Pilz, *Clavaria lauri Bory* beschrieb, Schacht⁴⁾ für normale Luftwurzeln des Lorbeers hielt. Sie kommen aber nicht regelmäßig vor und im ganzen nicht häufig, nur in feuchten, schattigen Schluchten und oft in verschiedenen Höhen am Stamme, besonders in der Nähe von Altwunden. Sie vegetieren von Ende Herbst bis Anfang Sommer, dann färben sie sich dunkler, schrumpfen und fallen ab. Es sind 8—19 cm lange, unregelmäßig geformte, einer *Clavaria* oder einem Glemmeweiche ähnliche, etwas verästelte, längswulstige Körper von bräunlichgelber Farbe, weicher, spröder Beschaffenheit und haben einen dem Lorbeer gleichen aromatisch bitteren Geschmack und Geruch. Sie zeigen auf dem Querschnitte ein Mark, umgeben von einem dünnen Holzcylinder und um diesen eine Rinde, deren Zellen gleich denen des Markes mit Stärkekörnern erfüllt sind. Eine äußere braune Rindenzone zeigt zwischen ihren Zellen das Mycelium des Pilzes und an ihrer Außenseite die aus schlauchförmigen Basidien bestehende Hymeniumschicht. Die Basidien schnüren auf vier Sterigmen ebenso viel längliche Sporen ab. Nach Geyler's plausiblem Vermutung sind diese Körper überhaupt nicht Wurzeln, sondern durch den Pilz verbildete Sprößlinge des Stammes.

B. *Aureobasidium Viala et Boyer.*

Aureobasidium.

Der Fruchtkörper besteht nur aus einem sammetartigen Hymenium, welches unmittelbar aus der Nährpflanze hervorbricht und aus Basidien besteht, auf deren Scheitel meistens je 6, bisweilen auch nur 4 oder 2 cylindrische Sporen abge schnürt werden.

¹⁾ *Symbolae mycologicae*. Zweiter Nachtrag, pag. 7.

²⁾ Nach einer Notiz Geyler's in *Bot. Zeitg.* 1874, pag. 324.

³⁾ *Bot. Zeitg.* 1874. Nr. 21. Taf. VII.

⁴⁾ *Lehrb. d. Anat. u. Phys. d. Gew.* II, pag. 156.

Aureobasidium Vitis *Viala et Boyer*¹⁾, veranlaßte auf Weinbeeren in den Jahren 1882 bis 1885 in der Bourgogne besonders in nassen Jahren in den Monaten September und Oktober eine Krankheit, wobei die Beere anfangs einen kleinen dunklen Fleck zeigt, wo die Haut der Beere einsinkt und vertrocknet, und samenartige, kleine, hellgelbe Pusteln bekommt, welche aus dem Hymenium bestehen. Die Basidien sind die Zweigenden des Myceliums, dessen septierte Fäden das ganze Fruchtfleisch durchziehen.

C. Hypochnus Fr.

Diese Gattung macht den Übergang zu den größeren Schwämmen, die wir als Baumparasiten im nächsten Abschnitte aufführen. Sie ist durch einen ganz dünn hautartigen Fruchtkörper charakterisiert, welcher aus locker verflochtenen Hyphen besteht, auf der Unterlage unregelmäßig ausgebreitet und an seiner ganzen Oberfläche mit der Hymeniumschicht bedeckt ist. Alle früher bekannten Arten dieser Gattung sind Saprophyten, welche tote Hölzer und Rinden bewohnen. Als Parasiten sind nur bekannt geworden.

Hypochnus.

1. *Hypochnus cucumeris* *Frank*, welchen ich als Ursache eines Auf Gurken *u.* Absterbens der Gurkenpflanzen vor einigen Jahren im Garten meines Institutes auftreten sah²⁾. Ein grauer oder bräunlichgrauer häutiger Pilz saß am Wurzelhalse rings um den Stengel, daselbst mit seinen Myceliumsfäden in das Stengelgewebe eindringend und dasselbe in einen breit weichen, faulen Zustand verwandelnd. Die Pilzhaut wuchs noch einige Centimeter weit am Stengel aufwärts, ließ sich hier aber leicht von der intakt gebliebenen Stengeloberfläche abziehen, war also dort nur oberflächlich weiter gewachsen. Wenn die Stengelbasis ganz verpilzt und faulig war, so schritt das Absterben von den unteren Blättern nach den oberen zu rasch fort. Die Pilzhaut war auf ihren älteren Teilen mit der Hymeniumschicht überzogen; diese besteht aus länglichen Basidien, die auf den vier feinen Sterigmen je eine ovale, farblose Spore abspinnen. Die Sporen sah ich noch 24 Stunden mit einem gewöhnlichen Keimischlauche keimen. Auf daneben wachsende Unkräuter war der Pilz nicht übergegangen. Später beobachtete ich ihn aber auch am Stengelgrunde von Lupinen und Klee emporklettern.

2. *Hypochnus Solani* *Prill. et Delacr.*, an den unteren Teilen Auf Kartoffeln von Kartoffelstengeln in Grignon von Prillieux und Delacroix³⁾ beobachtet; der Pilz soll der Kartoffelpflanze wenig schädlich gewesen, die Knollen fast normal ausgebildet gewesen sein. Ich habe den Pilz auf der Kartoffelpflanze in Deutschland 1894 beobachtet; ob er von dem vorigen unterschieden ist, lasse ich zweifelhaft.

¹⁾ Sur un Basidiomycète inférieur, parasite des grains de raisin. *Compt. rend.* 1891, pag. 1148. — Vergl. auch *Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten* II. 1892 pag. 48.

²⁾ *Landwirtsch. Jahrbücher und Berichte der deutsch. botan. Gesellsch.* 1883, pag. 62.

³⁾ *Bull. de la soc. mycol. de France.* VII. 1891, pag. 220.

D. Die größeren, auf Bäumen schmarozenden Schwämme.

Baumschwämme
als Ursache von
Holzkrankheiten.

An Stämmen und Ästen, sowie an Stöcken oder Wurzeln lebender Bäume wachsen, wie allbekannt, sehr häufig größere Schwämme, ähnlich denen, die auf Waldboden vegetieren. Dabei zeigen sich gewöhnlich die Partien des Baumes, aus denen sie hervorbrechen, mehr oder weniger abgestorben. Im Volke werden diese Erscheinungen insgesamt „der Schwamm“ genannt. Wissenschaftlich neigte man sich bis vor nicht langer Zeit der Ansicht zu, daß diese Pilze eigentliche Saprophyten seien, die sich nur in denjenigen Teilen des Stammes ansiedeln, welche aus irgend einer Ursache bereits abgestorben sind. Man dachte dabei an die zahlreichen, jenen sehr ähnlichen, auf lebloser Holzunterlage wachsenden Schwämme, wo das saprophyte Verhältnis unzweifelhaft ist. Durch die unten zu citierenden Arbeiten R. Hartig's ist aber bereits für eine große Anzahl dieser Baumchwämme festgestellt, daß sie lebende Teile des Baumes als Parasiten befallen können, in diesen allmählich sich entwickeln und ausbreiten und dadurch erst den befallenen Teil krank machen, dessen Zersetzungsercheinungen sich dann mit der Pilzentwicklung steigern. In den auf diese Weise erkrankten und sogar in den abgestorbenen Teilen vermag der Pilz sich dann noch weiter zu ernähren, gelangt hier sogar gewöhnlich erst zur vollständigen Entwicklung der Fruchtkörper, so daß es aussieht, als sei der nun erst auffallend werdende Pilz sekundär an dem in Zersetzung begriffenen Teile aufgetreten. Der Pilz ist daher allerdings nicht so streng parasitisch, wie etwa die Rostpilze und die vorerwähnten Grobasidien, sondern seine Ernährungsbedingungen halten die Mitte zwischen dem parasitischen und dem saprophyten (S. 3) Modus. Und wie Versuche gezeigt haben, kann man diese Pilze sogar auf leblosem Substrate kultivieren, auch hat man sie an den Bäumen bisweilen in Begleitung von Zersetzungsercheinungen angetroffen, die aus andern Ursachen entstanden waren. Allein der von R. Hartig geführte Nachweis, daß sie auch parasitisch und als primäre Krankheitserreger auftreten können, und daß dieses Verhältnis in der Natur sogar das gewöhnliche ist, weist ihnen jetzt auch in der Pflanzenpathologie einen wichtigen Platz an. Nach dem, was besonders durch R. Hartig über die Bedingungen des Befallenwerdens der Bäume durch diese Parasiten bekannt geworden und unten im einzelnen beschrieben ist, scheint es, als ob viele dieser Pilze besonders leicht an Wundstellen der Wurzeln, Stämme oder Äste in den Baumkörper eindringen, womit freilich nicht gesagt sein soll, daß sie nur an solchen Stellen eindringen können. Jedenfalls wird dem Auftreten mancher dieser Schwammkrankheiten entgegengearbeitet werden können durch möglichste Beschützung der Bäume vor Verwundung

und durch die oben (Band I, S. 151) besprochene rationelle Behandlung der Baumwunden.

Die meist ansehnlichen Fruchtkörper dieser Pilze wachsen fast immer aus dem Substrate hervor, erscheinen also auswendig an den Stämmen, Ästen oder Wurzeln. Wir unterscheiden an ihnen die meist durch ihre eigentümliche Gestaltung ausgezeichnete, gewöhnlich die Unterseite der Körper einnehmende Hymenialschicht. Nach der Beschaffenheit derselben werden hauptsächlich die Gattungen dieser Pilze unterschieden. Im Innern des Substrates ist das Mycelium vorhanden und sehr oft wächst es dort, ohne daß es durch die Anwesenheit von Fruchtkörpern auswendig verraten würde, weil die Fruchtbildung bei diesen Pilzen meist spät, oft gar nicht eintritt. Man findet dann auch die durch den Pilz veranlaßte Krankheit, ohne daß äußerlich ein Schwamm zu bemerken ist. Doch ist dann immer das Mycelium im Innern zu finden. Die Fäden desselben durchwuchern die Gewebe, besonders das Holz; wo es sich in inneren Lücken reichlicher entwickeln kann, wird es gewöhnlich in Form von weißen Pilzhäuten auffallender; bei manchen nimmt es auch die eigentümliche Form der Rhizomorphen an, von der unten die Rede sein wird.

Solcher baumbewohnender Hymenomyceten ist eine große Anzahl bekannt, und auch in den einzelnen Ländern und Erdteilen kommen besondere Arten vor. Die Mehrzahl derselben ist noch nicht darauf untersucht worden, ob ihnen parasitärer Charakter zukommt oder nicht. Wir führen selbstverständlich hier nur diejenigen an, von welchen das letztere mehr oder weniger bestimmt nachgewiesen worden ist. Die übrigen können wenigstens vorläufig noch nicht in der Pathologie besprochen werden.

I. *Trametes Fr.*

Bei diesen Pilzen besteht das Hymenium wie bei den Fächerpilzen (S. 228) aus zahlreichen, dicht beisammenstehenden und zusammengewachsenen porenförmigen Röhren; die Substanz des Fruchtkörpers setzt sich aber ohne Veränderung zwischen die Röhren fort, so daß auf dem Durchschnitte die Röhrenschicht nicht als eine andersfarbige Schicht von der Substanz des Fruchtkörpers sich abgrenzt. Der letztere hat bei diesen Pilzen eine fuchsen-, polster- oder konjolförmige Gestalt. Aus dieser Gattung kennen wir folgende Parasiten genauer.

Trametes.

1. *Trametes radiciperda R. Hart. (Polyporus annosus Fr.)*. Dieser gefährliche Parasit ist nach M. Hartig ¹⁾ die Ursache einer Zersetzungserscheinung des Holzes der Nadelbäume, welche vorzugsweise mit zu den-

Rotfäule der
Kiefern und
Fichten durch
*Trametes
radiciperda.*

¹⁾ Zersetzungserscheinungen des Holzes, pag. 14 ff. Taf. I—IV.

jenigen gehört, die man als *Rotfäule* bezeichnet. Unfre Kenntniffe über diesen Pilz und die von ihm verursachte Zerstörung verdanken wir allein den Untersuchungen des genannten Forschers, deren Resultate nachstehende sind. Der Pilz befällt vorzugsweise Kiefern, auch Weymuthskiefern, sowie Fichten, Tannen, Wachholder, kaum Laubholz; indessen giebt Rostrop¹⁾ an, daß der Pilz in Dänemark auch die jungen Buchen tötet, welche als Unterholz in den Kiefernbeständen vorkommen. Seine Fruchträger sitzen äußerlich an den durch den Parasiten getöteten Wurzeln und Stöcken gewöhnlich zahlreich beisammen und verwachsen oft nachträglich untereinander zu größeren Fruchtkörpern, die nicht selten 10 bis 30, ausnahmsweise selbst 40 cm nach einer Richtung Flächenausdehnung haben. Es sind stiellose, mit der einen Seite aufgewachsene, meistens etwa 5 mm dicke, lederartige, fuchsförmige Körper, welche auf der freien Außenseite mit der weißen Porenschicht bekleidet sind; stellenweise hebt sich aber auch am Rande der Fruchtkörper zurück und stellt sich frei, seine chokoladenbraune, gefurchte und buckelige sterile Seite zeigend; der Rand ist etwas wulstig und beiderseits weiß (Fig. 43).

Vorkommen
und äußere
Erscheinung der
Krankheit.

Der Pilz und die von ihm verursachte Krankheit ist über ganz Deutschland, einschließlich der Alpen verbreitet, auch in Frankreich ist sie beobachtet worden; ebenso in Italien auf Tannen und Lärchen²⁾. Standort scheint ohne Einfluß; denn der Pilz zeigt sich im Flachlande, wie im Gebirge, auf Sandboden wie auf steinigem Gebirgsboden, auf trockenen wie frischen Böden. Er kann schon in 15- bis 20jährigen Schonungen, aber auch noch in 100jährigen Beständen auftreten. Die Krankheit wird erkennbar an dem Vertrocknen der ganzen Pflanze. An jüngeren Bäumen geschieht das oft plötzlich: ohne daß bis dahin etwas Krankhaftes zu bemerken gewesen wäre, können im Sommer an mitten im Triebe stehenden Pflanzen die noch unfertigen neuen Triebe plötzlich welken und mit der ganzen Pflanze vertrocknen. In andern Fällen erkennt man zunächst ein Kränkeln an der Kürze der letztjährigen Triebe, worauf im folgenden Herbst oder Frühjahr vor dem Treiben Bräunung und Tod der ganzen Pflanze eintritt. Die Krankheit zeigt ihre ansteckende Eigenschaft darin, daß neben dem abgestorbenen Baume meist noch ein oder mehrere erkrankte sich befinden; dieses Absterben der Nachbarbäume hört auch dann nicht auf, wenn die dürrn Bäume gefällt werden; es entstehen durch Umsichgreifen des Absterbens in centrifugaler Richtung in den Beständen Lücken und Blößen, die in 5 bis 10 Jahren eine Größe von 10 Ar und mehr erreichen. Die Erscheinung ist also eine ganz ähnliche, wie die durch *Agaricus mellius* (S. 236) hervorgerufene.

Krankheits-
verlauf.

Das Absterben und Dürrwerden ist die Folge einer Fäulnis der Wurzeln, verursacht durch den in denselben lebenden Parasiten. Wenn man die abgestorbenen Bäume ausrodet, so findet man an den Stöcken und Wurzeln, sowohl an den stärkeren, wie an den schwächeren Seitenwurzeln, die oben beschriebenen weißen Fruchträger in verschiedener Form und Größe. Da sie sich nur im freien Raume bilden können, so entwickeln sie sich häufiger im lockeren als im festen Boden. Außerdem finden sich, auch wo keine Fruchträger gebildet sind, stechnadelkopfgroße und größere gelbweiße Pilzpolster, die auf der Rinde der Wurzeln zum Vorschein kommen. Es

¹⁾ Botan. Centralbl. 1888, pag. 370.

²⁾ Vergl. Cuboni, *Bullettino di Notizie agrarie*, Roma 1889, pag. 250.

sind Anfänge von Fruchtträgern, und man bemerkt beim Abheben der Rindeschüppchen, daß es die Endigungen zarter weißer Pilzhäute sind, die bald papierartig, bald nur wie ein Schimmelanflug erscheinen und zwischen den Rindeschuppen von innen aus sich entwickelt haben. Wurzeln und Wurzelstock solcher Bäume sind verfault. Von der infizierten Wurzel aus greift bei der Fichte die Rotfäule stamm-aufwärts weiter, zunächst in der Längsrichtung, dann auch in horizontaler Richtung um sich greifend. Von der Lage der Infektionsstelle hängt es ab, an welcher Seite die Rotfäule, und ob sie nahe dem äußeren Umfange oder näher dem Centrum des Stammes emporsteigt. Zuletzt kann nur die der Infektionsstelle gegenüberliegende Seite verschont geblieben und die Fäulnis bis zu 6—8 m emporgestiegen sein. Von oben nach unten sind dann alle Stadien der Zersetzung vertreten. Zuerst tritt in dem gelblichweißen, gesunden Holze schmutzig violette Färbung auf; diese geht über in völlig ausgebleichte, hellgelblichweiße Farbe und wird dann schnell bräunlichgelb oder hellbraun. Auf dem bräunlichen Grunde treten zahlreiche, kleine, schwarze Flecke, besonders im lockeren Frühjahrsholz der Jahresringe auf, und die größeren schwarzen Flecke umgeben sich mit einer weißen Zone. Mit fortschreitender Zersetzung gehen sie fast sämtlich verloren, während die weißen Flecke sich vergrößern und zusammenfließen, so daß das Frühjahrs-holz zuletzt ganz zerfasert und verpilzt ist und eine lockere, weiße Substanz darstellt, welche das übrig gebliebene, gelbliche Holzgewebe überwiegt. Solches Holz hat im nassen Zustande die Eigenschaften des Badeschwammes, im trocknen schrumpft es auf die Hälfte oder ein Drittel seines Volumens zusammen und ist dann federleicht. Während das faule Holz harzarm ist, schlägt sich Harz an der Grenze des gesunden Holzes im Innern der Holzfasern und Markstrahlzellen nieder. Ist die Fäulnis soweit nach außen gedrungen, daß nur noch ein schmaler gesunder Splintstreifen vorhanden ist, und auch wenn endlich die Fäulnis bis an die Rinde vorgerückt ist, so ergießt sich der Terpentin nach außen. Solche Harzflüsse zeigen sich dann zuerst auf derjenigen Seite, an welcher die infizierte Wurzel sich befindet, und sind ein sicheres Zeichen innerlicher Rotfäule. Bei der Weymuthskiefer und der gemeinen Kiefer ist der Krankheitsverlauf im wesentlichen derselbe. Nur bewirkt hier der größere Harzgehalt eine vollständige Vertiefung des angrenzenden gesunden Holzes. Diese verhindert bei der gemeinen Kiefer sogar das Empordringen des Pilzmyceliums und der Holzzerfetzung über den Stock nach oben, daher die

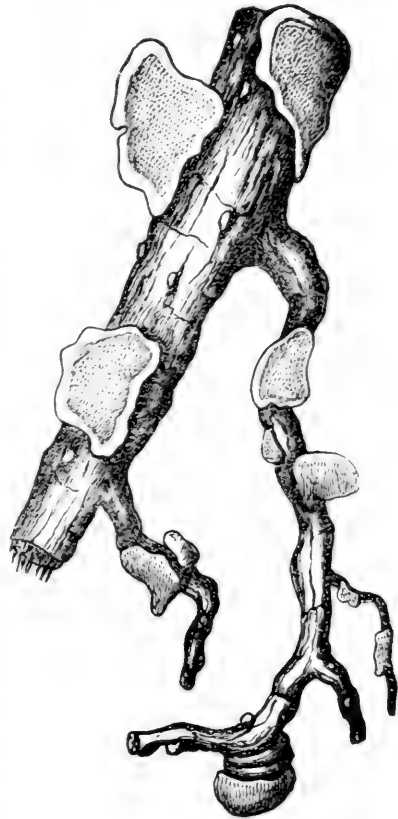


Fig. 43.

Fichtenwurzel mit den Frucht-körpern von ***Trametes radiciperda*** in natürlicher Größe.
Nach R. Hartig.

Abhiebsfläche des getöteten Kiefernstammes nur einige hellbraungelbe Flecke zeigt.

Verhalten des
Myceliums und
Färbungs-
prozeße der
Holzzellen.

Das Mycelium des Pilzes besteht aus meist isoliert bleibenden, spärlich septierten Hyphen mit reichlicher Verzweigung, besonders mit vielen kürzeren, rechtwinklig stehenden Seitenhyphen, welche an vielen Punkten die Zellwände durchlöchern. Die Fäden wachsen daher sowohl innerhalb der Zellen als auch quer durch die Membranen hindurch. Sie sind farblos, nur da, wo schwarze Flecke sich zeigen, sind sie dunkelbraun gefärbt und meist reicher verästelt und mit einander verflochten. Das Mycelium wächst zumeist im Rindenkörper fort, von dort dringt es durch die Markstrahlen in den Holzkörper und verbreitet sich dort nach allen Seiten und weit rascher als in der Rinde. In der Rinde der zuerst befallenen Wurzel aufwärts fortwachsend und diese tödend, gelangt es in den Wurzelstock und geht von hier aus nach unten auf alle andern bis dahin gesunden Wurzeln über, wodurch es den Tod des Baumes veranlaßt. Von dem in der Rinde wachsenden Mycel aus drängen sich zahlreiche Hyphen als ein Filzgewebe nach außen zwischen die Rindenschuppen, um die oben erwähnten Mycelhäute und Polster zu bilden. Im Holze aber erzeugt das Mycelium die als Rotfäule bezeichnete Zersetzung. Das erste Stadium derselben, die schmutzviolette Farbe des Holzes, beruht auf der Bräunung des Inhaltes der Markstrahlzellen, in welchen zugleich etwa vorhandene Stärkekörner aufgelöst werden. Mit der Verzehrung des Markstrahlzelleninhaltes schwindet die violette Farbe. Der durch weißgelbe, dann bräunlichgelbe Farbe charakterisierte nächste Zustand zeigt die Myceliumfäden in den Holzzellen mit viel reichlicher entwickelten Seitenästen, durch welche die Zellwände an zahllosen Stellen durchbohrt sind, sowohl durch die Tüpfel, als auch an andern Punkten. Wegen der geringeren Nahrung, die sie in den Holzzellen finden, sind die Hyphen dort nur an ihren wachsenden jungen Spitzen mit Protoplasma erfüllt, die älteren Teile derselben entleeren sich. Das Holz ist jetzt bereits chemisch verändert; aus der von R. Hartig mitgeteilten Analyse dieses Zersetzungszustandes ergibt sich, daß das Holz spezifisch leichter geworden ist und die organische Substanz bei fast unverändertem Wasserstoffgehalte an Kohlenstoff relativ zugenommen hat. Im nächsten Stadium ist die chemische Veränderung in denselben Richtungen weiter fortgeschritten. In den weißen Flecken, die jetzt um die schwarzen Myceliumnester auftreten, bestehen die Membranen der Holzzellen nur noch aus reiner Cellulose (reagieren mit Chlorzinkjod violett), das Lignin ist aufgelöst oder umgewandelt, und zwar zuerst in den inneren Membranschichten, zuletzt in der äußern primären Membran (Mittellamelle); letztere löst sich dann rasch vollständig auf, so daß die Holzzellen sich isolieren und auch ihre Tüpfel nicht mehr erkennen lassen. Außerhalb der weißen Flecken, in den bräunlichgelben Holzpartien, werden dagegen nur die inneren Membranschichten, nachdem sie sich in Cellulose umgewandelt, aufgelöst, die dünnen primären Membranen und die Tüpfel bleiben am längsten resistent. Da das Frühjahrsholz weniger lange widersteht als das meist mit Terpentin sich füllende Herbstholz, und von den weißen Flecken die Zersetzung besonders nach oben und unten schneller sich verbreitet, so findet mehr ein Zerfallen des Holzes in lange Faserpartien statt.

Infektions-
versuche.
Ergenisse.

R. Hartig hat durch Infektionsversuche den Beweis geliefert, daß der Pilz die Ursache der Rotfäule ist. Er band ein mycelhaltiges frisches

Rindenstück auf die gesunde unverletzte Wurzel einer Kiefer und bedeckte die Wurzel wieder mit Erde; von der bezeichneten Stelle aus fand er das Mycelium in das Rindengewebe der Wurzel eingedrungen und durch die Markstrahlen in dem Holzkörper sich verbreiten. Von 6 etwa 2—3 m hohen Kiefern, die in dieser Weise infiziert wurden, starben 4 binnen 1¹/₂ Jahren unter allen Symptomen der Krankheit. Ferner hat R. Hartig in diesen Beständen die Infektion der Nachbarbäume durch das Mycelium unter der Erde verfolgt. Ausnahmslos erwiesen sich die dem Infektionsherde zugekehrten Wurzeln als erkrankt. Kreuzungsstellen einer kranken mit einer gesunden Wurzel und namentlich Verwachsung der Wurzeln, wie dies im Boden häufig vorkommt, sind die Infektionspunkte. Im ersten Stadium zeigt sich der Parasit auf der gesunden Wurzel nur von der Berührungsstelle aus nach beiden Seiten hin auf geringe Entfernung verbreitet. Es beweist dies, daß der Pilz in der That primär, als Parasit auftritt, der Erkrankung vorausgeht. Die Sporen sind zwar sogleich nach der Reife keimfähig, doch ist es noch nicht gelungen aus ihnen die Entwicklung des Pilzes zu verfolgen. Meist treten anfänglich in dem Bestande, nachdem er vielleicht 50 Jahre und länger gesund geblieben ist, nur einige oder wenige erkrankte Stellen auf. Sobald aber einmal die erste Stelle sich etwas vergrößert hat, zeigen sich plötzlich an verschiedenen andern Punkten des Bestandes neue, wahrscheinlich infolge Verbreitung der Sporen der nun in größerer Anzahl vorhandenen Fruchträger. R. Hartig vermutet Verbreitung der Sporen besonders durch Mäuse. Hat die Krankheit diese Ausdehnung erreicht, so ist nichts mehr zu retten. Sind aber nur eine oder wenige Stellen infiziert, so ist nach R. Hartig ein wirksames Mittel, rings um die erkrankten Stellen Gräben zu ziehen. Diese müssen einen Spatenstich breit sein, und in ihnen müssen alle Wurzeln durchstoßen oder durchhauen werden. Diese Isoliergräben müssen auch die am Rande stehenden kränkenden Bäume mit umfassen, und wenn man in ihnen noch auf faule Wurzeln stößt, noch ein Stück tiefer in den Bestand hinein gelegt werden. Wegen der Schwierigkeit einer korrekten Ausführung des Verfahrens im großen glaubt jedoch R. Hartig jetzt Bedenken tragen zu müssen, dasselbe im wirtschaftlichen Betriebe noch weiter zu empfehlen¹⁾. Zur Aufforstung der gerodeten Bestände ist womöglich Laubholz zu verwenden, da es gegen den Parasiten geschützt ist, an Stelle der zerstörten Kiefernbestände also Birke oder Altkie; andernfalls aber sind die wieder angebauten Koniferen unter sorgfältiger Aufsicht zu halten, um etwaige Erkrankungen, die durch noch nicht zersetzte Pilzreize erfolgen sollten, rechtzeitig zu erkennen und solche Pflanzen zu entfernen. Auch tritt nach den Erfahrungen der Forstleute in mit Laubholz gemischten Beständen die Rotfäule gar nicht oder weit weniger auf, vermutlich weil das Laubholz unterirdisch mehr oder weniger isolierend wirkt.

2. *Trametes Pini* Fr. Diese Art kommt nach R. Hartig²⁾ vorzugsweise auf der Kiefer, demnächst auf Lärchen und auf Fichten, am seltensten auf Weißtannen vor und unterscheidet sich von der vorigen schon darin, daß sie nicht Wurzeln, sondern Äste, besonders Astbrüche bewohnt. Der Parasit erzeugt hier ebenfalls eine Art Rotfäule, die auch als Ringschale,

Ringschale der Kiefer u. durch *Trametes Pini*.

¹⁾ Lehrbuch der Baumkrankheiten, 2. Aufl., pag. 164.

²⁾ Wichtige Krankheiten der Waldbäume. Berlin 1874, pag. 47 ff. und Fäulungserscheinungen des Holzes. Berlin 1878, pag. 22 ff.

Rindschale oder Kernschale bezeichnet wird. Seine Fruchtkörper erscheinen als sogenannter „Schwamm“ auf den Ästen und Stämmen; man spricht dann von „Schwammbäumen“. Die Fruchtkörper sind sogenannte

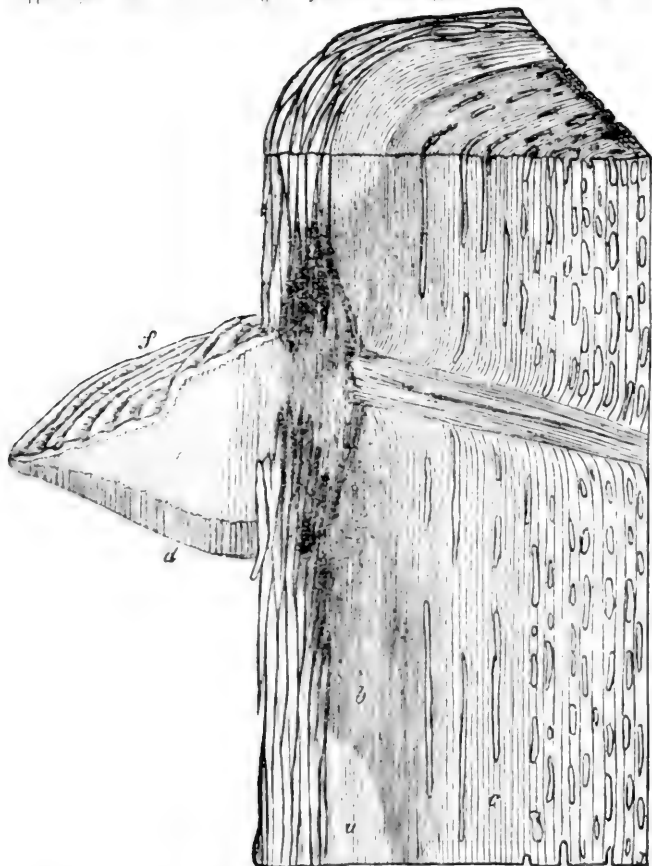


Fig. 44.

Kiefernstammstück mit einem durchschnittenen Fruchtkörper von **Trametes Pini**, a gesundes Splintholz, b verkieses Holz in der Nähe des Fruchtkörpers, c zerlegtes Holz; f die gezonte Oberseite des Fruchtkörpers; d das aus Röhren bestehende Hymenium an der Unterseite; e ältere Schichten des Hymeniums. M. Hartig.

halbierte, d. h. stiellose und an dem einen Rande angewachsene, mit dem andern horizontal abstehende Hüte von polster- und korbformiger Gestalt, 8–16 cm breit, bis 10 cm dick, einzeln oder zu mehreren ziegelförmig übereinander; sie sind von vieljähriger Dauer (bis zu 50 Jahren), sehr hart, korkig-holzartig, braunschwarz, gezont und durch tiefe konzentrische Furchen uneben, höckerig und rissig, innen gelbbraun; die Sporen stehen unterseits, sind ziemlich groß, rundlich oder länglich, rötlich-gelb. Die Fruchträger vergrößern sich alljährlich: der horizontale Rand wächst um eine neue Zone, welche auf der Unterseite wieder Poren trägt; aber auch das ganze Hymenium setzt eine neue Schicht an, indem die

Hyphen der Porenwände an der Spitze sich verlängern und dadurch das Wachstum der Poren in vertikaler Richtung vermitteln, wodurch der Fruchtkörper dicker wird.

Verlauf und
Symptome der
Krankheit.

Die Krankheit zeigt sich erst in einem gewissen höheren, ungefähr über 50-jährigem Alter des Baumes. Bodenbeschaffenheit und Klima haben keinen direkten Einfluß. Die Infektion geschieht an frischen, nicht alsbald verharzten Wundflächen; darum ist die Möglichkeit derselben erst von dem Alter an gegeben, wo diejenigen Astbrüche vorkommen, deren Bruchfläche auch Kernholz zeigt, welches sich nicht oder nur schwach mit Harz überzieht. Auch weil die spröderen Äste in der Krone alter Kiefern leichter durch Sturm und Schnee gebrochen werden, als die jüngeren Pflanzen, sind ältere Bestände vorzugsweise gefährdet. Darum tritt der Parasit auch an Bestandesrändern und andern dem Sturme stärker exponierten Stellen

häufiger als im Innern der Bestände auf. Die vom infizierten Aste ausgegangene Krankheit zeigt sich zunächst im Holze des Baumes nach oben und unten in Form eines etwa fingerdicken, rotbraunen Längsstreifens, der im Querschnitt anfänglich nur eine kleine Stelle ist. Da das Mycelium mit Vorliebe in demselben Jahresringe bleibt, so schreitet auch die Zersetzung vorwiegend in peripherischer Richtung fort, und wenn sie nur erst wenige Jahresringbreiten umfaßt, nimmt sie oft schon die halbe Peripherie ein oder bildet einen in sich geschlossenen Ring (Ringschale). Die Fäulnis verbreitet sich allmählich in der Querrichtung über einen großen Teil des Stammes mit Ausschluß der Splintschicht. Auf der Grenze des Splintes und des zersetzten Kernholzes bildet sich eine harzreiche Zone von rosenroter Farbe. Durch das Harz wird die Zersetzung aufgehalten. Bei der harzärmeren Tanne und Fichte fehlt diese Zone und der Pilz dringt deshalb hier bis zur Rinde vor. In dem rotbraun gefärbten Holze treten sehr bald unregelmäßig geformte Löcher auf, die sich seitlich vergrößernd ineinanderfließen und eine vollständige Trennung zweier Jahresringe bewirken können. Es wird dabei das Holz in lange Fasern oder Blätter zerlegt, welche aus den widerstehenden harzreichen Herbstholzsichten bestehen. Die Löcher zeigen teilweise eine weiße Pilzauskleidung. Bei Fichte und Lärche bilden sich weiße Flecken in dem zersetzten Holze, und in der Mitte derselben entstehen die Höhlungen. Selbst wenn die Fäulnis im Holze bis nahe zum Wurzelstock herabgeschritten ist, erhält die wenn auch dünne Splintschicht den Baum am Leben, er stirbt nicht durch Vertrocknen, sondern wird durch Sturm gebrochen.

In dem erkrankten Holze findet sich das Mycelium des Parasiten in ^{Verhalten des} Form spärlich septierter Fäden, welche innerhalb der Holz- und Markstrahl- ^{Myceliums und} Zellen wachsen und stellenweise durch die Membranen in benachbarte Zellen ^{der Fruchträger} übertreten. Sie bilden meist reichlich Seitenäste, welche die Seitenwände der Zellen an zahlreichen Punkten durchbohren; da sie meist kurz bleiben und bisweilen nicht bis in das Lumen der Nachbarzelle hineinwachsen, so haben sie einige Ähnlichkeit mit den Haustorien anderer Pilze. Mit fortschreitender Zersetzung entspringen von den dicken Hyphen auch feinere Hyphen. Bei der harzarmen Weißtanne wird der Entwicklung des Mycelium kein Hindernis bereitet; dasselbe durchzieht den ganzen Holzstamm, durchwächst auch die Rinde und tritt gleichmäßig auf einer großen Fläche hervor, wo es dann zur Bildung der Fruchträger kommt. Bei der Kiefer, Lärche und Fichte kann wegen der im Splint sich bildenden harzreichen Zone das Mycelium nur da nach außen dringen, wo ein nicht überwallter Aststumpf eine Brücke aus dem Kernholz bildet. Das Mycel verbreitet sich dann bei der Lärche und Fichte auf eine bis handgroße Fläche, und wo es zwischen den Rinde- und Korkschuppen hervorwächst, entsteht ein kleiner Fruchträger, deren oft viele zu einem Überzuge verwachsen. Bei der Kiefer aber verhindert die Verharzung der um den Aststumpf liegenden Rindenteile die Ausbreitung des Myceliums, und es bildet sich nur von dem einen Punkte des Aststumpfes aus ein einziger, aber um so größerer Fruchträger.

Die feineren Vorgänge bei der Zersetzung des Holzes zeigen sich zuerst ^{Zeretzungsprozess} in einer völligen Auflösung der Markstrahlen, die sich dann auf die an- ^{der Holzzellen} grenzenden Holzzellen fortsetzt, wodurch die erwähnten Löcher entstehen. Die Veränderung in der Holzzelle besteht darin, daß der Holzstoff extrahiert wird und reine Cellulose zurückbleibt, worauf die Mittellamelle sich vollständig auflöst, sodaß die Holzzellen sich isolieren.

Infektions-
versuche.

R. Hartig senkte in Bohrlöcher gesunder Kiefern einen Span mycelhaltigen kranken Holzes und sah, vorausgesetzt, daß das Mycel noch lebend und das Bohrloch nicht übermäßig durch Terpentinerguß erfüllt war, das Mycelium und mit ihm die Krankheit in das Holz des Baumes sich verbreiten. Es gelang ihm auf diese Weise, schon 30jährige Kiefern künstlich zu infizieren.

Gegenmaßregeln

Die Gegenmaßregeln müssen darauf gerichtet sein, die Entstehung von Wunden an älteren Bäumen zu verhüten. Das Aufsteigen von Sporen ist durch Entfernung der mit Schwämmen behafteten Bäume zu verhüten. Die letzteren müssen noch in einem Zustande, wo das untere wertvolle Stammende gesund und nutzbar ist, gehauen werden.

II. Polyporus Fr., Löherspiz.

Polyporus.

Die Löherspizze zeichnen sich durch das aus zahlreichen, verwachsenen, engen Röhren bestehende Hymenium aus, welches eine von der Substanz des Fruchtkörpers verschiedene, andersfarbige Schicht darstellt. Von den sehr zahlreichen Arten dieser Gattung wachsen nicht wenige an Nadel- und Laubbäumen, und sind wahrscheinlich in gleicher Weise wie andre Baumschwämme Parasiten und Erreger derjenigen Krankheiten, in deren Begleitung sie vorkommen.

Weißfäule der
Weißtanne durch
Polyporus
fulvus.

1. *Polyporus fulvus* Scop., welcher nach R. Hartig¹⁾ im Riesengebirge und Schwarzwalde eine Weißfäule der Weißtanne (*Abies peetinata*) veranlassen soll. Die Fruchtträger kommen an Ästen und am Stamme hervor, ihre Form ist je nach der Ansatzfläche sehr mannigfaltig: an horizontalen Ästen längs der Unterseite derselben oft in einer Erstreckung von 20 cm und mehr, an senkrechten Flächen konsolförmig, halbkugelig und dreitantig. Sie sind von vieljähriger Dauer und harter, korkig-holziger Beschaffenheit; die Oberseite ist meist nicht deutlich gefurcht, sondern unregelmäßig buckelig, im allgemeinen glatt, gelb, später aschgrau; auf dem unteren Teile entwickeln sich die genau vertikal verlaufenden, ziemlich engen, zimmetbraunen Porenkanäle, welche sich alljährlich verlängern, ohne jedoch dabei irgend welche Schichtung zu zeigen, und bis 3 cm lang werden. Das Innere ist löwengelb. Der Pilz soll vorzugsweise an den durch *Aecidium elatinum* (Z. 209) entstandenen Krebsstellen sich ansiedeln, deren Holz, wenn es nur von jenem Parasiten bewohnt ist, gesund und fest, dagegen bei gleichzeitiger Anwesenheit des Löherspizes weißfaul sein soll. Von der Infektionsstelle aus verbreitet sich das Mycelium nicht bloß in der Längsrichtung, sondern auch durch alle Holzschichten und durch die Rinde bis nach außen, wo es die Fruchtträger bildet. Das Holz wird an diesen Stellen mürbe wie lockere Pappe, von geringerem spezifischem Gewicht und von schmutzig hellgelber Farbe mit weißen Flecken, oft durch feine Linien vom gesunden Holz abgegrenzt. Sturm und Schneeanhang brechen die Stämme an der kranken Stelle. Das Mycelium im Holze besteht in den ersten Befestigungsstadien aus sehr dicken, bräunlichgelben, reichlich septierten Hyphen, die oft traubenförmig gehäufte Seitenäste bilden oder sich unentwirrbar darmförmig verästeln, in späteren Befestigungsstadien aber immer feinere und farblose Hyphen treiben; zuletzt besteht das Mycelium nur aus einem äußerst zarten

¹⁾ Befestigungserscheinungen des Holzes, pag. 40 ff.

farblosen, reichverzweigten Hyphengeflecht. Die Zersetzung des Holzes zeigt zunächst Aufzehrung des Inhaltes der Markstrahlzellen und stellenweise in deren Wandungen auftretende Löcher, dann Auflösung zuerst der primären Membran, danach der mittleren und inneren Schale der Holzzelehäute.

2. *Polyporus vaporarius* Fr., verursacht nach R. Hartig¹⁾ an Fichten und vornehmlich an Kiefern, besonders in älteren Beständen, eine von den Wurzeln, aber auch von oberirdischen Wunden (Schälstellen, Windbrüche) ausgehende Zersetzungserscheinung des Holzes, wobei dasselbe zunächst sich hellbraun, bald darauf dunkel rotbraun färbt und eine auffallende Volumverminderung erfährt, welche Veranlassung zu vertikalen und horizontalen Rissen und Sprüngen giebt, durch die das Holz in rechteckige Stücke zerfällt; dasselbe ist sehr leicht und trocken, zwischen den Fingern zu Pulver zerreibbar, geruchlos. Äußerlich zwischen den Spalten des Holzes und zwischen Rinde und Holz vegetiert das Mycelium, in Holzspalten eine zarte, lockere, weiße Wolle, zwischen der getötenen Rinde und dem Holze eigentümliche schneeweiße, vielverästelte und anastomosierende, den Rhizomorphen ähnliche Stränge bildend. Nur selten erscheinen in den Spalten oder unter der Rinde auf der Außenfläche des Holzes die Fruchtträger, die bei diesem Pilz nur dünne haut- oder krustenförmige, selten bis zu 5 mm dicke, fest aufgewachsene, weiße oder gelblichweiße Ausbreitungen, sogenannte umgewendete Hüte darstellen, deren freie Seite mit der Porenschicht bekleidet ist. Die Kanäle erreichen 3—5 mm Länge, stehen vertikal, daher sie an den meist auf vertikalen Flächen sitzenden Fruchtträgern oft bis zur Hälfte offen sind und langgezogene Mündungen haben. Der Pilz kommt auch am Bauholz in den Gebäuden vor und wird hier leicht mit dem Hausschwamm verwechselt, der durch mehr aschgraue Farbe seiner Mycelbildungen sich unterscheidet.

Polyporus vaporarius
an Fichten und Kiefern.

3. *Polyporus mollis* Fr., von R. Hartig²⁾ einige Male an Kiefern beobachtet in Begleitung einer Krankheit, die mit der vorigen große Ähnlichkeit hatte. Der Unterschied besteht in dem Fehlen der dort vorkommenden Mycelstränge und wolleartigen Mycelausfüllungen; vielmehr sind die Mycelkrusten freideartig, wegen der großen Menge an Harz, die sich an den Hyphen ablagert; auch zeichnete sich das zersetzte Holz durch intensiven Terpentingeruch aus. An dem rotbraunen Holz entstehen in feuchter Luft die Fruchtträger als verschieden große, rotbraune Polster, deren bisweilen mehrere zusammenfließen, bald mehr wie eine niedrige Kruste, bald wie eine Konsole oder ein schirmförmiger Hut mit mehr oder minder centralem Stiele. Sie haben eine weiche, fleischig faserige Beschaffenheit, zottig behaarte Oberfläche, innen rotbräunliche Farbe, etwa 5 mm lange, gelblichgrüne, bei Berührung sich rotfärbende Poren und nur kurze, wenigmonatliche Dauer. Im Innern durchziehen Myceliumfäden die Holzzellen in horizontaler und vertikaler Richtung, Höhlen und Membranen durchbohrend. Letztere zeigen zahllose spiralförmige Streifen und Spalten, die zum Teil von den Pilzbohrflöchern ihren Ausgang nehmen.

Polyporus mollis
an Kiefern.

4. *Polyporus borealis* Fr. Dieser Schwamm kommt nach R. Hartig³⁾ an der Fichte im Harz, um München, in den bayrischen und

Polyporus borealis an Fichtenstämmen.

¹⁾ l. c., pag. 45 ff.

²⁾ l. c., pag. 49 ff.

³⁾ l. c., pag. 54 ff.

und salzburger Alpen vor und bewirkt eine Art Weißfäule, die von oberirdischen Wundflächen ausgehend über einen großen Teil des Bauminnern sich verbreiten. Die Grenze zwischen dem gesunden und dem kranken Holze ist durch eine dunkler gelbbraun gefärbte Linie bezeichnet; das kranke Holz selbst hat hell bräunlichgelbe Färbung. Etwas von jener Grenze entfernt treten schwärzliche Flecke auf, und zugleich mit ihnen zunächst im Frühlingsholze jedes Jahresringes in Abständen von $1-1\frac{1}{2}$ mm übereinander horizontal verlaufende, von weißem Mycel erfüllte Unterbrechungen des Holzes; in der Tangentialrichtung erstrecken sie sich oft 3—5 cm weit. Das Holz zerbricht dabei sehr leicht in kleine, würfelige Stücke. Aus dem gefällten Holze wuchert das Mycel leicht hervor, und hier bilden sich auch die Fruchtträger. Diese sind frisch sehr saftreich, schön weiß, bald konsolenförmig oder mit angedeutetem seitlichen Stiel, 6—7 cm breit; auf der Oberseite zottig behaart ohne konzentrische Furchen; die weißen Poren in der Mitte bis 1 cm lang. An der Grenze des kranken Holzes sind die Mycelfäden reich verästelt, sehr dick und gelb gefärbt, besonders in den Markstrahlzellen. Darauf schwindet die Gelbfärbung des Mycels; an den schwärzlichen Stellen haben die Mycelfäden eine dunkelbraune Färbung angenommen. Dieselben sterben bald ab und verschwinden. Die Auflösung der horizontalen Partien des Holzes rührt her von der Neigung des Myceliums, vorwiegend in horizontaler Richtung zu wachsen, die Wandungen zu durchbohren und aufzulösen; zunächst ist es das Mycel der Markstrahlen, welches die Auflösung in dieser Richtung herbeiführt. Warum dies nur Markstrahlen in bestimmten Abständen sind, ist unerklärt. Mit zunehmender Zerfetzung entspringen aus den Mycelfäden immer zartere Hyphen; zuletzt füllen die letzteren wie eine Wolle die Organe aus, nehmen aber wieder dickere Hyphenform an, wenn sie ins Freie treten. Die Membranen werden allmählich von innen nach außen, nach vorheriger Umwandlung in Cellulose, aufgelöst.

Rotfäule der
Laubhölzer durch
Polyporus
sulphureus.

5. *Polyporus sulphureus* Fr., ein auf verschiedenen Laubhölzern, nämlich auf Eiche, Nussbäumen, Birnbäumen, Kirschbäumen, Baumweiden, Silberpappeln, Erlen und Robinien, desgleichen auch an der Lärche beobachteter Parasit, welcher nach R. Hartig¹⁾ eine Rotfäule hervorruft. Der Ausgangspunkt derselben ist ein oberirdischer Stammteil, fast immer ein Ast. Wo durch Zusammentrocknen der abgestorbenen Rinde oder aus anderer Veranlassung ein Spalt sich bildet, wächst das Mycel hervor, und es erscheinen an solchen Stellen alljährlich aufs neue die durch ihre Größe auffallenden, meist zahlreich übereinanderstehenden, hell rötlichschwefelgelben Fruchtträger, welche halbierte, seitlich angewachsene, meist horizontale, bis 20 cm breite, 2—3 cm dicke Hüte darstellen, mit welliger, glatter, glanzloser Oberseite; das Innere ist rein weiß, von faserartiger Beschaffenheit, die Poren stehen unterseits, sind eng, etwa 1 cm lang, schwefelgelb. Das Holz erhält zuerst fleischrote Farbe, die dann in eine hellrotbraune übergeht; noch in ganz festem Zustande zeigt es die großen Gefäße mit weißer Pilzmasse erfüllt, daher auf dem Querschnitte helle Punkte, auf dem Längsschnitte feine weiße Linien. Mit zunehmender Zerfetzung wird das Holz leichter und trockner und bekommt infolge der Volumenverminderung zahlreiche, rechtwinkelig aufeinanderstoßende, radial und tangential verlaufende

¹⁾ l. c., pag. 110 ff.

Risse, die ebenfalls mit großen, dicken, weißen Pilzhäuten erfüllt sind. Das Holz wird wie mürber Torf zerreibbar, zerfällt in Stücken, und der Stamm wird hohl. Außer in den Gefäßen und Holzspalten findet sich Mycelium, wiewohl spärlich, in den Holzzellen, und zwar reichlicher in dem eben erkrankten, als in dem bereits stark zersehten Holze. Es sind farblose, die Wandungen durchbohrende, reichlich verästelte Hyphen, denjenigen gleich, welche die Gefäße und Spalten ausfüllen. Die Fäulnis beginnt mit einer Bräunung der Membranen und des Zellinhaltes und Erfüllung der Holzzellen mit brauner Flüssigkeit, wobei etwa vorhandene Stärkekörner aufgelöst werden. In den Verdichtungsschichten der Holzzellen tritt eine bis zur Bildung von Spalten sich steigende spiralige Streifung ein, und es werden dieselben immer gallertartiger und zuletzt ganz aufgelöst. Die chemische Analyse von Pilzmasse befreiten, stark zersehten Holzes zeigte eine auffallende prozentische Vermehrung des Kohlenstoffs und Verminderung des Sauerstoffs. In dem stark zersehten Eichenholze bilden sich an den in den Holzzellen wachsenden Mycelfäden oft zahlreiche, kugelige, farblose Chlamydosporen.

6. *Polyporus igniarius* Fr. Der Weidenschwamm. Dieser allbekannte, auch mit dem Namen falscher Feuerschwamm bezeichnete, an den Stämmen verschiedener Laubhölzer, besonders der Weiden und Pappeln, auch der Eichen, Rotbuchen und Weißbuchen, und sehr häufig an den Obstbäumen vorkommende Pilz ist nach R. Hartig's¹⁾ Untersuchungen ein wahrer Parasit, welcher das lebende Holz befallt und zerseht und als der gefährlichste Holzparasit der Obstbäume zu betrachten ist. Die harten, bis 0,4 m großen, sehr verschieden gestalteten, bald fast halbkugeligen, bald mehr dreieitig hufförmigen, seitlich angewachsenen Fruchtträger sind von vieljähriger Dauer und vergrößern sich alljährlich um eine neue Schicht. Die glanzlose, graue oder schwärzliche Oberseite ist durch ihre meist durch Furchung deutlich abgesetzten konzentrischen Zonen ausgezeichnet, auch oft mit zahlreichen Rissen versehen, am jungen Rande sehr fein sammetartig rostbraun. Die poröse Unterseite ist ebenfalls rost- oder zimmetbraun. Nahe dem Rande bilden sich in dem Maße, als dieser wächst, neue Poren, anfänglich in Form kleiner Grübchen. Die Kanäle wachsen auch in lotrechtlicher Richtung, wodurch alljährlich eine neue Zone auf der Porenschicht hinzukommt.

Nach den von R. Hartig an der Eiche angestellten Untersuchungen beginnt die Krankheit an Wundstellen des oberirdischen Stammes und verbreitet sich mit dem Mycelium zunächst im Splint und Bast in vertikaler, und von da aus in horizontaler Richtung nach dem Kernholz. Überall bringt das Mycelium zunächst eine Bräunung des Holzes hervor, die auf einer Erfüllung der Zellen mit brauner Flüssigkeit beruht, darauf folgt nach Aufzehrung des Zellinhaltes der Holzelemente rasch eine gelblichweiße Farbe. Diese Weißfäule ist der charakteristische Fäulniszustand des Holzes bei diesem Pilze. Überall ist daher die weißfaule Partie nach dem gesunden Holze hin von einem braunen Rande eingefaßt. Das weißfaule Holz zeichnet sich durch große Leichtigkeit, Weichheit und ziemliche Trockenheit aus. Das Mycelium dringt zuerst in den Gefäßen vorwärts und verbreitet sich von diesen aus seitlich, besonders durch die Markstrahlen, deren

Weißfäule
der Weiden
und anderer
Laubhölzer durch
Polyporus
igniarius.

¹⁾ l. c. pag. 114 ff.

Zellinhalt es verzehrt und in denen es vielverästelte, farblose, protoplasma-reiche, stellenweise septierte, oft in verschlungenen Windungen den ganzen Innenraum der Zellen ausfüllende Hyphen bildet. Im weiteren Fäulungsstadium treten feinere Mycelhyphen auf, welche zu einem unentwirrbaren feinen Filz sich verflechten, bei Luftzutritt aber wieder kräftiger werden. Vom Splint aus geht das Mycel auch ins Rindengewebe, wo es zu einer braunen Pilzmasse erstarrt, und auch nach außen, um zwischen den Borke-rissen, also ohne daß dazu eine Wundstelle nötig wäre, frei hervorzutreten und die Anfänge von Fruchtträgern zu entwickeln. In dem weißfaulen Fäulungszustand sind die Verdichtungsschichten der Holzzellen in Cellulose umgewandelt, mehr oder minder von der primären Membran abgelöst, spiraltig gespalten und schwinden allmählich; gleichzeitig werden auch etwa vorhandene Stärkekörner aufgelöst.

*Polyporus
dryadeus* an
Eichen.

7. *Polyporus dryadeus* Fr., von R. Hartig¹⁾ auf Eichen beobachtet, soll eine von den Ästen ausgehende Fäulung veranlassen, die zunächst in einer Braunfärbung des Holzes besteht, zu welcher dann längliche, teils gelbe, teils rein weiße Flecke und Strichelfchen treten, wobei es aber charakteristisch ist, daß bis zum letzten Fäulungsstadium auch noch größere und kleinere Teile des Holzes fest und von der ursprünglichen braunen Kernholzfärbung bleiben. In den weißfaulen Flecken sind die Holzelemente in Cellulose umgewandelt und werden aufgelöst; die dadurch entstehenden Höhlungen, sowie besonders die Gefäße erfüllen sich mit weißen, lockeren Mycelmassen; auch stellt sich auf Tangentialflächen eine reichliche Mycelbildung in dünnen Häuten ein. Stellenweise bilden sich im kranken Holze auch zimtbraune Flecken; und in der Nähe einer äußeren Wundfläche (bei Luftzutritt), wo auch die Fruchtkörper sich entwickeln, nehmen die von Mycel ausgefüllten Stellen zimtbraune Färbung an, weil das Mycel hier aus braungefärbten, sehr dickwandigen Fäden besteht; doch verlaufen auch hier noch in der braunen Masse zarte Stränge weißen Mycels. Die selten sich bildenden, bis 25 cm breiten Fruchtträger haben hufförmige Gestalt und sind von kurzer Dauer. Die Fäulung des Holzes in den gelben Partien besteht in einer allmählichen Auflösung der Membranen von innen nach außen ohne vorherige Umwandlung in Cellulose, während in den weißen Flecken die Membranen zuerst die Cellulosereaktion annehmen und dann gelöst werden. Auffallend ist dabei die starke Vergrößerung der Bohrstellen, welche die Mycelfäden in den Membranen hervorgebracht haben. Wenn dieser Pilz mit dem vorigen gleichzeitig in einer Eiche sich ausbreitet, so entsteht nach R. Hartig²⁾ auf der Grenze eine gelblich-weiße Färbung des Holzes und sämtliche größere Markstrahlen stellen schneeweiße Bänder dar, weil sie aus völlig unveränderten Stärkemehlkörnern bestehen, während die Zellmembranen fast völlig aufgelöst oder in Cellulose umgewandelt sind.

*Polyporus
fomentarius*,
Zunderschwamm
an Buchen und
Eichen.

8. *Polyporus fomentarius* Fr., der Zunderschwamm, an Rotbuchen und Eichen, mit dreieckig polsterförmigen, im Umfange halbkreisförmigen, unterseits flachen Fruchtkörpern, die oberseits konzentrisch gefurcht, anfangs weißfarbig, dann grau sind, eine dicke, sehr harte Rinde und unterseits sehr lange, kleine, deutlich geschichtete Poren haben, die anfangs grau-

¹⁾ l. c. pag. 124.

²⁾ Lehrbuch der Baumkrankheiten. 2. Aufl., pag. 174.

grünlich bereift, später rostfarbig sind. Der Pilz bewirkt nach Kofstrup¹⁾ eine Weißfäule; sein Mycelium entwickelt sich oft üppig in Spalten des zerstörten Holzes in Form von starken Häuten oder Lappen; dabei wird das Holz in radialer und tangentialer Richtung zerklüftet und zerspringt zuletzt leicht in parallelepipedische Stücke.

9. *Polyporus betulinus* Fr., der Birken schwamm, an Birken, mit Fruchtkörpern, die zuerst in ungefähr halbkugelförmiger Gestalt an der Rinde zum Vorschein kommen, dann halbkreisförmig hufförmige Gestalt annehmen, am Rande stumpf, hinten sehr kurz stielartig verschmälert, von korkartiger Substanz, kahl, ohne Zonen, graubraun und unterseits weiß sind. Das Mycelium bringt eine Rotfäule des Holzes hervor²⁾.

Polyporus betulinus an Birken.

10. *Polyporus laevigatus* soll nach Mayr²⁾ an Birken eine Weißfäule veranlassen. Seine Fruchtkörper bilden eine der Rinde aufliegende dunkelbraune Kruste.

Polyporus laevigatus an Birken.

11. *Polyporus Schweinitzii* Fr., an Kiefern, Weymouthskiefern und Lärchen³⁾, mit großen meist trichterförmigen, kurzgestielten, einzeln oder dachziegelförmig wachsenden, schwammigkorkigen, filzigen, braungelben, später kastanienbraunen Fruchtkörpern mit grünlichgelben Poren.

Polyporus Schweinitzii an Kiefern etc.

III. *Daedalea* Pers.

Das Hymenium dieser Schwämme besteht ebenfalls aus Poren, welche aber mehr weit und gewunden, labyrinthartig erscheinen. Die Substanz des Hutes erstreckt sich unverändert zwischen die Poren herab. Die Hüte sind dauerhaft, von korkig lederartiger Beschaffenheit.

Daedalea.

Daedalea quercina Pers. Dieser Schwamm bildet meist halbierte, blaß holzfarbige, kahle Konjole meist an alten Eichenstöcken sowie an bearbeitetem Eichenholze. K. Hartig⁴⁾ hat aber den Pilz auch an Astwunden älterer Eichen beobachtet und vermutet daher in ihm ebenfalls einen Parasiten. Bei der Befruchtung durch diesen Schwamm werde das Eichenholz graubraun gefärbt.

An Eichen.

IV. *Hydnum* L., Stachelschwamm.

Die Stachelschwämme haben ein aus vielen stachelförmigen Vorsprüngen bestehendes Hymenium. Eine Anzahl Arten derselben wächst an Baumstämmen und Stöcken, und einige wenige von diesen sind ebenfalls als Urheber parasitärer Krankheiten bezeichnet worden.

Hydnum.

1. *Hydnum diversidens* Fr. Die saftigen, gelblichweißen Fruchtkörper bilden sich an Wundstellen des Holzkörpers und an der Rinde völlig zerstörter Äste, es sind meist dachziegelförmig übereinander stehende, stiellose, halbierte, seitlich angewachsene Hüte, welche das aus ungleichlangen Stacheln

Weißfäule der Eichen und Buchen durch *Hydnum diversidens*.

¹⁾ Fortsatte Undersogelser et. Kopenhagen 1883, pag. 238.

²⁾ Vergl. H. Mayr, Botanisches Centralbl. 1885 und Kofstrup, l. c., pag. 242.

³⁾ Vergl. Magnus, botan. Centralbl. XX. 1884, pag. 182.

⁴⁾ Lehrbuch der Baumkrankheiten. 2. Aufl., pag. 178.

bestehende Hymenium auf der Unterseite tragen oder auch umgewendete Hüte, welche ganz aufgewachsen sind und mit der hymeniumtragenden Seite frei liegen. R. Hartig¹⁾ fand den Pilz an etwa 80jährigen Eichen und Buchen, wo er eine von dem infizierten Aste aus im Stamme auf- und abwärts steigende Weißfäule zur Folge hatte. Eine rotbraune Färbung bezeichnet die Grenze des gesunden und kranken Holzes; sie ist hervorgerufen durch Bräunung des Inhaltes der parenchymatischen Zellen, wobei Aufzehrung des Stärkemehls stattgefunden hat. Die Farbe ändert sich dann rasch in eine graugelbe, die zuerst im Frühjahrsholz der Jahresringe beginnt. Dann tritt an die Stelle des Frühjahrsholzes ein weißes, verfilztes Mycel, etwa 1 mm starke Pilzhäute bildend. Das graugelbe Holz ist sehr leicht, mürbe, leicht zerbrechlich. Die Mycelfäden durchbohren hier die Holzzellwände meist rechtwinkelig; die Bohrlöcher erweitern sich trichterförmig. Die Verdichtungsschichten heben sich von der primären Membran ab, verwandeln sich gallertartig und werden allmählich gelöst; zuletzt schwinden auch die primären Membranen, wobei das Mycel die erwähnte üppige Entwicklung annimmt. Die Membranen zeigen dabei keine Cellulose-reaktion.

Hydnum
Schiedermayri
an Apfelbäumen.

2. *Hydnum Schiedermayri* Heufl., an Apfelbäumen, nach Thümen²⁾ in Böhmen, Schlesien, Ungarn, Krain, Slavonien etc., jedoch verhältnismäßig selten auftretend, aber als Parasit den Bäumen verderblich. Der Pilz bildet unregelmäßig höckerig knollige Massen bis zu über 50 cm im Durchmesser, von weichfleischiger Beschaffenheit und schön schwefelgelber Farbe, die Oberfläche ist dicht mit hängenden, schwefelgelben 0,5 bis 2 cm langen weichen Stacheln besetzt. Das Mycelium durchzieht das Holz und verleiht ihm eine grünlich-hellgelbe Farbe, weiche, zerreibliche Beschaffenheit und einen Amisgeruch, der auch für den ganzen Pilz charakteristisch ist.

V. *Thelephora* Ehrh., Warzenschwamm.

Thelephora.

Die lederartigen, verschieden gestalteten Fruchtkörper dieser Pilze zeichnen sich durch ihr glattes (weder mit Vertiefungen, noch mit Vorsprüngen versehenes) Hymenium aus, welches der Substanz des Fruchtkörpers unmittelbar aufgewachsen ist. Die meisten Arten wachsen auf der Erde. Für uns kommt nur in Betracht:

Nebhuhn des
Eichenholzes
durch *Thelephora*
perdix.

1. *Thelephora perdix* R. Hart. Nach R. Hartig³⁾ ist dieser Pilz die Ursache eines Zerfetzungsprozesses des Eichenholzes, der bei den Förstern Nebhuhn heißt, sich besonders häufig am unteren Stammende älterer Eichen zeigt und in einer dunkelrotbraunen Färbung des Holzes besteht, bald in mehr oder weniger geschlossenen Ringen, bald durchweg bis zur Splintschicht, wobei auf dem dunkeln Grunde weiße Flecke in der verschiedensten Anordnung und Größe auftreten, die sich schnell zu scharf umränderten Höhlungen mit meist schneeweißer Wandbekleidung auflösen, deren Größe von der eines Vorkantärganges bis zu dreifacher Größe variiert. Allmählich vergrößern sich die Höhlungen, während die dazwischen liegende Holz-

¹⁾ Zerfetzungserscheinungen, pag. 124.

²⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 132. — Vergl. auch Schröter, die Pilze Schlesiens I, pag. 455.

³⁾ l. c. pag. 103 ff.

masse große Festigkeit behält. An der Grenze des gesunden und kranken Holzes sind farblose, wenig septierte, reich verästelte, dünnwandige Hyphen durch die Holzzellen und deren Membranen gewachsen. Besonders auffallend ist die bis zu den letzten Zersetzungsstadien und auch an dem die Höhlen erfüllenden Mycelium erkennbare, sehr ungleiche Stärke der Pilzhypphen und deren Äste. Aus dem zersetzten Holze wächst das Mycelium hier und da auf die freie Oberfläche hervor, um eine dünne, bräunlichgelbe Schicht zu bilden von Stecknadelkopfgroße bis zu mehreren Centimeter Durchmesser, den Anfang eines Fruchtkörpers. Auch im Innern der Höhlungen können sich, wenn die Eiche schon mehr oder weniger hohl ist, Fruchtkörper bilden. Diese stellen eine ausgebreitete, aufgewachsene Kruste dar, deren ganze freie Oberfläche mit der Hymeniumschicht bedeckt ist. Sie sind perennierend und zeigen ein eigentümliches periodisches Wachstum, indem die Mehrzahl der vorher steril gebliebenen Basidien an der Spitze weiter wächst, um eine neue Hymeniumschicht über der alten zu bilden. Indem sich dies vielmal wiederholt, bekommt der Fruchtkörper einen geschichteten Bau und allmählich nahezu halbkugelige Form.

Die braune Färbung des Holzes rührt von dem gebräunten Inhalt der parenchymatischen Zellen her, in denen das Stärkemehl zunächst unverändert bleibt. Dann heben sich die gebräunten Verdichtungsschichten von der primären Membran ab und lösen sich, nachdem die braune Farbe verschwunden ist, zugleich mit den Stärkekörnern auf. Die Membranen verwandeln sich bei der Entfärbung in Cellulose. Zuletzt schwinden auch die primären Membranen. Die schneeweiße Mycelbekleidung der Höhlen ändert sich später in eine gelblichweiße, wobei eine üppige Mycelentwicklung in allen Zellen stattfindet, deren Membranen an unzähligen Stellen von den Fäden durchfressen werden und sich auflösen, aber dabei keine chemische Veränderung erleiden.

2. Thelephora laciniata Pers. Die stiellosen, gehäuft stehenden und mehr oder weniger zusammenfließenden, rostbraunen, am Rande zerschlissenen Fruchtkörper dieser Pilze wachsen auf der Erde und an alten Baumstämmen, sind nicht eigentlich parasitisch, können aber den Fichten zuweilen dadurch schädlich werden, daß sie sich auf nahe am Boden wachsende Äste oder auf junge 1- bis 2jährige Pflanzen hinaufschleichen, sie ganz umwachsen und dadurch ersticken. Seltener ergreift der Pilz in dieser Weise Tannen, Weymouthskiefern oder Rotbuchen¹⁾.

Thelephora laciniata an Fichten.

VI. Stereum Pers.

Von der vorigen Gattung ist diese nur dadurch unterschieden, daß zwischen dem Hymenium und der Substanz des Fruchtkörpers eine faserige Zwischenschicht sich befindet. Von den vielen auf Baumstämmen wachsenden Arten ist bis jetzt folgende als Ursache einer Holzkrankheit bezeichnet worden.

Stereum.

Stereum hirsutum Fr. (*Telephora hirsuta Willd.*), ein ge-
meiner Schwamm an Stämmen verschiedener Laubbäume, dessen Frucht-
träger äußerlich, meist aus der toten Rinde hervortreten, in Form halbkugelter,
Mondringe und weißpfeifiges Holz der Eiche durch *Stereum hirsutum*.

¹⁾ Vergl. R. Hartig, Untersuchungen aus d. forstbot. Institut. I. 1880, pag. 164.

an der Seite ohne Stiel angewachsener, horizontaler, lederartiger Hüte mit rauh behaarter, undeutlich konzentrisch gezonter, graubrauner Oberseite und gelblicher, glatter und kahler Hymenialfläche. Nach H. Hartig¹⁾, der das Vorkommen des Pilzes an Eichen untersuchte, bringt derselbe im Holze eine dunkelbraune Färbung hervor, die im Querschnitt zunächst in der Breite mehrerer Jahresringe auftretend sogenannte Mondringe bildet; dann verfärbt sich die Mitte des braunen Mantels gelb oder schneeweiß, welchen Zustand man als gelb- und weißpfeifiges Holz bezeichnet. Häufig wird aber die ganze Holzmasse, besonders der innere Kern, auch Aststumpfe, oder aber gleichmäßig das ganze Holz in dieser Weise zerseht, wobei weißes Pilzmycel an die Stelle des Holzgewebes tritt. Die Markstrahlen beginnen diese Umwandlung zuerst. Das Mycelium zeichnet sich durch seine meist äußerst feinen, reich verästelten Hyphen aus. Der Auflösungsprozeß des Holzes ist wiederum von zweifacher Art: wo auf den braunen Zustand rasch der schneeweiße folgt, besteht eine Entfärbung und Umwandlung aller Zellwände in Cellulose unter spät erfolgender Auflösung des Stärkemehls, dagegen in dem gelben Zerfetzungszustande eine Auflösung der Zellwände vom Lumen aus, ohne vorherige Umwandlung in Cellulose und eine rasche Auflösung des Stärkemehls unter üppiger Entwicklung zarten Mycelpilzes.

VII. Corticium Fr.

Corticium.

Der Fruchtkörper stellt eine auf der Unterlage aufgewachsene Haut dar, von unregelmäßigem Umrisse, deren Oberfläche von der glatten, wachsartig weichen, in trockenem Zustande rissig zerteilten Hymeniumschicht bedeckt ist. Die meisten Arten wachsen auf faulen Ästen und Holz.

An Erlen, Eichen,
Haseln.

Corticium comedens Fr. (*Thelephora decorticans* Pers.), wächst als ein fleischfarbiger, im Anfange weißflockiger, die Rinde endlich absprengender Schwamm auf toten Ästen von Erlen, Eichen und Haseln; Kostrup²⁾ glaubt aber, daß er in geschlossenem unterdrücktem Stande auch primär als Parasit Erlen und Eichen befallen könne.

VIII. Agaricus melleus Vahl.

Agaricus
melleus an den
Wurzeln der
Nadelholzer.

Die Fruchträger dieses unter dem Namen „Hallimaßch“ bekannten essbaren Schwammes wachsen meist in Mehrzahl, selbst zu Hunderten am Grunde der Stämme oder an den Wurzeln der von dem Pilze getöteten Bäume oder in unmittelbarer Nähe derselben aus dem Boden heraus. Es sind 5–13 cm hohe 4–10 cm breite, ziemlich flache, in der Mitte gebuckelte Hüte mit langem, centralem, unten verdicktem Stiel, welcher in der Mitte einen häutigen Ring trägt (Fig. 45, 46). Die Oberfläche des Hutes ist hellbraun, in der Mitte dunkler, mit dunkelbraunen haarigen Schüppchen besetzt, der Stiel fleischig, massiv, blaß, bräunlich-gelb und ebenfalls schuppig, die Lamellen weißlich, mit dem Stiel zusammenhängend. Das unterirdische Mycelium dieses Pilzes befällt die lebenden Wurzeln aller Nadelhölzer und hat deren Tod zur Folge.

¹⁾ l. c. pag. 129 ff.

²⁾ Fortsatte Undersogelser etc. Kopenhagen 1883, pag. 245.

R. Hartig¹⁾ hat nachgewiesen, daß *Agaricus melleus* die Ursache einer sehr verbreiteten, früher unter dem Namen Harzsticken, Harzüberfülle oder Erdkrebs bekannten Krankheit in den Nadelholzwaldungen ist. Zwischen dem 5- und 30jährigen, zuweilen auch noch in höherem Alter tritt plötzlich Absterben einzelner Pflanzen ein, das sich in den folgenden Jahren auch auf die Nachbarpflanzen erstreckt, so daß kleinere und größere Lücken in den Beständen entstehen. Die Krankheit ist beobachtet worden an allen europäischen Nadelholzbäumen, auch an den bei uns eingeführten amerikanischen und japanischen Koniferen; nach R. Hartig²⁾ scheint der Pilz auch an *Prunus avium* und *domestica* parasitisch vorzukommen, saprophytisch aber tritt er nach demselben Autor nicht nur an toten Wurzeln

Vorkommen des
Agaricus
melleus.

und Stöcken sämtlicher Laub- und Nadelholzbäume auf, sondern auch an Bauholz, welches von diesen Bäumen stammt, besonders an Brücken, Wasserleitungen, in Bergwerken u. Früher glaubte man auch, daß der Pilz die Ursache der Wurzelsäule des Weinstockes sei, während hier nach R. Hartig ein anderer Pilz, nämlich *Dematophora necatrix* vorliegt. Indessen haben später die Beobachtungen Schneidler's³⁾ und Dufour's⁴⁾ gegen Hartig's Behauptung bewiesen, daß die Fruchtkörper von *Agaricus melleus* auch auf wurzelsaulen Neben auftreten.

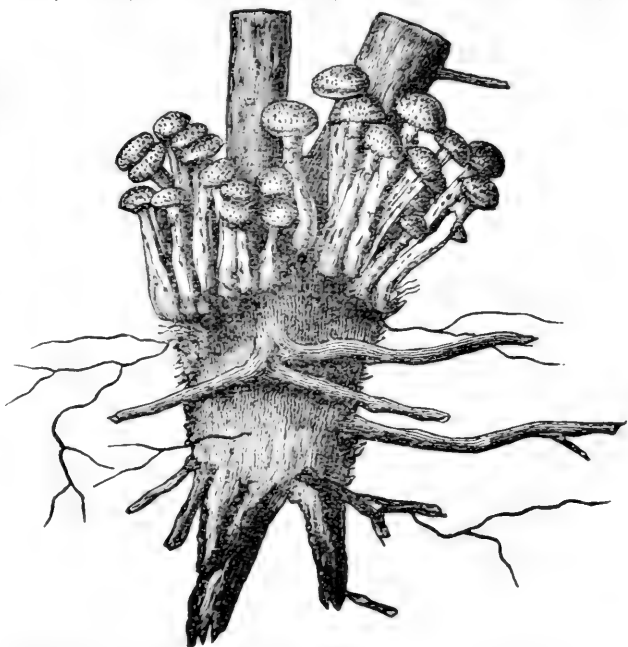


Fig. 45.

Agaricus melleus, zahlreiche Fruchtkörper entspringen aus der Rinde des Wurzelstockes einer jungen durch den Pilz getöteten Kiefer. Die schwarzen Fäden an den Wurzeln sind verästelte Rhizomorpha-Stränge. Verkleinert.

Nach R. Hartig.

Der in der lebenden Rinde der Wurzeln wachsende Pilz tötet dieselben, und es zeigt sich dann, wenigstens an den stärkeren Wurzeln und dem Wurzelstocke, meist reichlicher Harzerguß, durch welchen die benachbarte Erde verkittet und an den Wurzeln festgehalten wird. Nach der Entfernung der Rinde sieht man das schneeweiße Mycelium in Form von Häuten oder Lappen. In der Nähe der Wurzeln findet sich in der Erde meist noch eine

1) Bot. Zeitg. 1873, pag. 295. — Wichtige Krankheiten der Waldbäume, pag. 12 ff. — Zersetzungserscheinungen des Holzes, pag. 59 ff.

2) Lehrbuch der Baumkrankheiten, 2. Aufl., pag. 179.

3) Botan. Centralbl. XXVII. 1886, pag. 274.

4) Actes Soc. helvet. des sc. nat. Genf. 1886, pag. 80.

für diesen Pilz charakteristische Myceliumform, welche man als *Rhizomorpha* bezeichnet: das sind dünnen Wurzeln ähnliche, runde Stränge von dunkel-

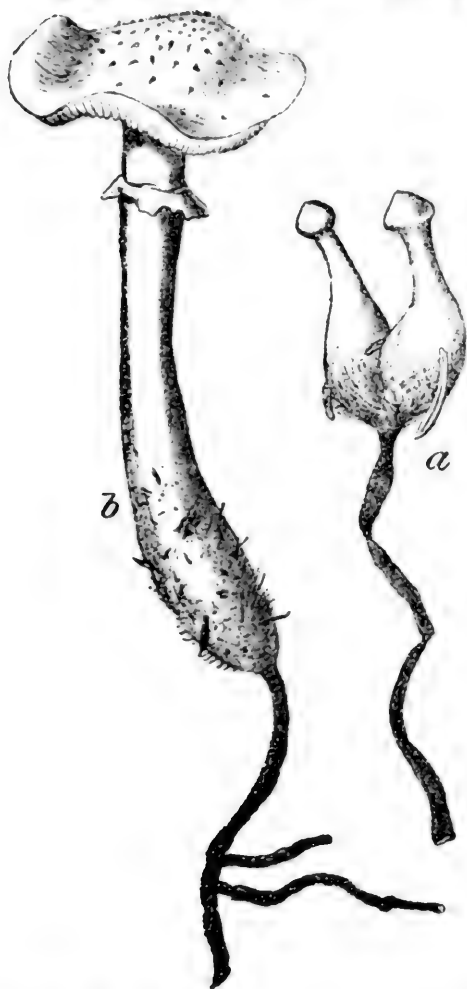


Fig. 46.

Agaricus melleus, a junge Fruchtkörper, b ein erwachsener Fruchtkörper, beide auf schwarzen *Rhizomorpha*-Strängen stehend, in natürlicher Größe.

brauner, innen weißer Farbe mit zahlreichen Verzweigungen (in dieser Form früher als *Rhizomorpha subterranea Pers.* bezeichnet). Die *Rhizomorphen* umflammern hier und da die Wurzeln, dringen in deren Rinde ein und wachsen zwischen Rinde und Holzkörper weiter in Gestalt mehr plattgedrückter bis bandförmiger, ebenfalls brauner Stränge, welche zahlreiche, rechtwinkelig abgehende, dünnere Zweige ausfenden (diese Form früher *Rhizomorpha subcorticalis Pers.* oder *Rhizomorpha fragilis Roth* genannt), gehen hier aber auch oft fächerförmig sich verbreitend in das schneeweiße, hautartige Mycelium über. Am Wurzelstocke oder an einzelnen Punkten der oberflächlich streichenden Wurzeln entwickeln sich die oben beschriebenen Hüte des Hallimasch; sie entspringen hier von dem zwischen den Rindenrissen hautartig ausgebreiteten Mycelium. Aber auch aus den runden *Rhizomorphen*strängen, welche von der Pflanze aus die Erde durchziehen, können Fruchttäger entspringen; selbst noch an Fruchttägern, die in 0,3 m Entfernung von der Pflanze standen, ließ sich die Verbindung durch einen *Rhizomorphen*strang beim sorgfältigen Ausgraben nachweisen. Der Tod der Wurzeln führt rasch das Dürwerden und Absterben des ganzen Baumes herbei, und darin zeigt die Krankheit eine Ähnlichkeit mit der echten Wurzel-

fäule (Band I, S. 260), so daß man sie wohl auch mit diesem Namen bezeichnet hat, doch unterscheidet sie sich schon darin, daß bei ihr die Bäume dürr werden, bei jener noch lebend umfallen.

Das Mycelium wächst in der lebenden Rinde von den Wurzeln aus im Stamm aufwärts so lange, bis das inzwischen eintretende Dürwerden des Baumes auch das Vertrocknen der Rinde zur Folge hat. Darum gelangt es an jungen Pflanzen nicht weit über die Wurzeln, an älteren Bäumen aber bisweilen bis zu einer Höhe von 2–3 m. Außerdem wächst das Mycelium aber auch in den Holzkörper hinein und bewirkt an den Wurzeln und unteren Stamnteilen vor und nach deren Tode einen Zerkleinerungsprozeß des Holzkörpers, der ebenfalls von R. Hartig an der Fichte untersucht worden ist. Die Randhyphen der *Rhizomorpha subcorticalis*

Verhalten des
Myceliums und
Wirkung des-
selben auf die
Pflanze.

gelangen aus dem Baste in den Holzkörper entweder durch die Markstrahlen oder auch durch unmittelbares Eindringen in die Wandungen der Holzfasern. Wenn durch das Vertrocknen der Rinde dem Aufwärtswachsen der Myceliumhäute ein Ziel gesetzt ist, so entwickeln sich in dem zwischen der vertrockneten Rinde und dem Holze gebildeten Raume zahlreiche, runde, schwarzbraune, der *Rhizomorpha subterranea* entsprechende Stränge und wachsen der Oberfläche des Holzes innig angeschmiegt noch weit am Baume empor, den Holzkörper mit einem regellosen Netzwerk umspinnend. Auch von diesen Rhizomorphensträngen dringen zahlreiche Hyphen, die aus der äußeren Rinde derselben entspringen, in der eben bezeichneten Weise in den Holzkörper ein. Hier verbreiten sie sich besonders in den Harzkanälen rasch und zerstören das angrenzende Holzparenchym, wodurch sie Harzausfluß (Harzsticken) veranlassen. Da, wo ein Rhizomorphenstrang dem Holze anliegt, färbt dieses sich braun, und die Färbung rückt als feine, dunkle Linie tiefer in das Innere des Holzes, oft im Holzquerschnitt ein Dreieck bildend, dessen Basis in der Oberfläche liegt. Sind Pilzhäute um die ganze Oberfläche des Holzkörpers gelagert, so dringt die schwarze Linie gleichmäßig in das Innere vor. Oft läuft sie auch in unregelmäßigen Linien durch das Holz. Derjenige Teil des Holzkörpers, welcher zwischen der schwarzen Linie und der Oberfläche liegt, ist von schmutzig gelber Farbe, sehr weich und mürbe. Diese Färbung wird durch die im Holze verbreiteten Mycelfäden bewirkt. Das zuerst vordringende Mycel in den Markstrahlen und den angrenzenden Holzfasern ist einfach fädig, sparsam septiert und treibt zahlreiche zarte Seitenhyphen, welche rechtwinkelig die Membranen durchbohren. Wo eine Hyphe an der Holzzellmembran anliegt, frist sie nicht selten unter sich ein Loch in die Wand. Im dickwandigen Herbstholze, und zwar seltener bei der Fichte als bei der Kiefer, bohren die Fäden sowohl horizontale als auch lotrechte Kanäle in den Wandungen. Die schwarzen Linien werden dadurch gebildet, daß in den dort befindlichen Holzzellen die Mycelhyphen blasenförmige Anschwellungen bilden, die in der Regel das ganze Innere der Zelle als blasig schaumige Zellgewebsmasse ausfüllen und braun gefärbt sind. Mit dem Absterben und Schrumpfen des blasigen Myceliums schwindet die Färbung, und einfache, dünne Hyphen treten an die Stelle. Das Holz ist dadurch in den weichen Färbungszustand übergegangen: seine Membranen zeigen die Reaktion reiner Cellulose und sind von innen nach außen allmählich dünner geworden, die Bohrlöcher der Mycelfäden erweitert. Endlich löst sich auch die äußere primäre Membran und mit ihr verschwindet der Tüpfel.

An oberirdischen Baumteilen dringt, wegen des Trockenwerdens des Baumes, das Mycelium und der Färbungsprozeß vielleicht kaum tiefer als 10 cm nach innen. An Wurzeln und Wurzelstöcken aber findet der Pilz die Bedingungen zu einer üppigen Entwicklung auf eine größere Reihe von Jahren, und H. Hartig hat nicht nur gesehen, daß in der Nähe von durch den Parasiten getöteten älteren Kiefern noch nach 5 Jahren die Fruchtträger aus dem Boden hervorkommen, sondern er hat auch nachgewiesen, daß der Pilz unter diesen Umständen auch als Saprophyt auftritt, der in den völlig abgestorbenen und in Wund- und Wurzelsäule (Band I, S. 266) übergegangenen Baumteilen neben andern Pilzmycelformen an der Färbung des Holzes sich beteiligt.

Der Nachweis des echten Parasitismus des *Agaricus melleus* ist durch H. Hartig's Beobachtungen erbracht, welche den ansteckenden Charakter der

Ansteckender
Charakter.

Gegenmaßregeln.

Krankheit bestätigt haben. Dieselbe verbreitet sich in den Beständen von gewissen Punkten aus im Laufe der Jahre radial nach außen. Die Pilzbildung an den Wurzeln geht dem Erkranken der Pflanze voran, und es läßt sich beobachten, wie gesunde Bäume von benachbarten franken infiziert werden. In gemischten Beständen können Kiefern Fichten und umgekehrt anstecken. Andererseits hat Brefeld¹⁾ durch künstliche Kulturen auf Pflaumen-decoct und Brottrinde die Sporen des Pilzes zur Keimung, zur Bildung des Myceliums und der charakteristischen Rhizomorphenstränge bringen können, wodurch ebenfalls der Beweis geliefert wird, daß die Rhizomorphe in den Entwicklungsgang dieses Pilzes gehört.

Die Maßregeln gegen die Krankheit sind dieselben wie die gegen *Trametes radiciperda*, wegen der ganz analogen Lebensweise des Pilzes; also Ziehung von Isoliergräben rings um die erkrankten Plätze, um die unterirdische Infektion gesunder Bäume zu verhüten, und Ausrodung nicht nur der erst kürzlich getöteten, sondern auch der schon längere Zeit abgestorbenen Wurzeln und Stöcke, weil der Pilz an diesen als Saprophyt noch lange fortlebt; auch wird die zeitige Entfernung der jungen Fruchtträger der Verbreitung des Pilzes entgegen wirken.

IX. Die Agaricineen der Heckenringe.

Heckenringe.

Unter Heckenringen auf Wiesen und Grasplätzen versteht man das Auftreten ungefähr freisrunder Stellen, die bis zu 16 m Durchmesser erreichen können, um welche sich ein freudig grüner Ring herumzieht, der von einem äußeren Ringe umgeben ist, wo das Gras mehr oder weniger abgestorben ist. Die runde Stelle selbst sieht auch manchmal schlechter aus als der sonstige Bestand. In dem frankten äußeren Kreise zeigen sich in den einzelnen Jahren mehr oder minder viele Hautschwämme, die mitunter so dicht stehen, daß sie sich gegenseitig drücken. Die Kreise wachsen mit jedem Jahre, indem dann auch der Kreis, in welchem die neuen Pilze erscheinen, weiter hinausgerückt ist. Die Erscheinung ist durch die Veränderungen, welche der Pilz bewirkt, leicht erklärbar. Das Mycelium wächst im Erdboden centrifugal nach allen Seiten weiter, während die inneren älteren Teile allmählich absterben. Der größte Bedarf an Nährstoffen für den Pilz, insbesondere an Stickstoff, Kali und Phosphorsäure, ist in dem Ringe wo die zahlreichen großen Fruchtkörper gebildet werden. Darum sterben hier die andern Pflanzen oder kümmern aus Nahrungsmangel, vielleicht auch weil zum Teil das Mycelium direkt die Wurzeln tötet. Die bald vergehenden zahlreichen Hüte wirken dann aber düngend für die Grasnarbe und daraus erklärt sich das üppigere Wachstum in dem Ringe, der sich inwendig an den äußeren anschließt. Auch die inneren Teile der freisförmigen Stellen sind durch den Pilz an Nährstoffen vermindert worden,

¹⁾ Sitzungsber. d. Gesellsch. naturf. Freunde zu Berlin, 16. Mai 1876, — Bot. Zeitg. 1876, pag. 646.

die durch das centrifugale Wachstum des Pilzes mit nach außen gewandert sind. Durch die Bodenanalysen, welche Lawes, Gilbert und Warrington¹⁾ an solchen Herenringen angestellt haben, ist erwiesen, daß der Stickstoffgehalt des Bodens außerhalb des Ringes am größten, im Ringe selbst kleiner und innerhalb desselben noch kleiner war, im Mittel im Verhältnis von 0,281: 0,266: 0,247. Und Cailletet²⁾ hat bezüglich der Alkalien und der Phosphorsäure die Verarmung des Bodens innerhalb der Herenringe nachgewiesen. Daher ist es denn auch erklärlich, daß der Bestand der Pflanzen innerhalb der Herenringe sich ändert, wie Lawes und Gilbert³⁾ angeben, nach denen Rotflee und Lathyrus verschwanden, nur Weißflee noch übrig blieb⁴⁾. Es sind verschiedene Agaricineen in den Herenringen beobachtet worden, nämlich *Agaricus campestris*, *multifidus*, *oreades*, *giganteus*, *nudus*, *Hygrophorus virgineus* und *coccineus*, sowie auch eine *Clavaria vermicularis*⁵⁾. Nach den Angaben von Lawes und Gilbert erschienen die Ringe erst nach einer starken Düngung von Superphosphat oder von Mineraldüngern, nicht auf den mit Stickstoff gedüngten Parzellen.

Zehntes Kapitel.

Gymnoasci.

Mit diesen Pilzen beginnt die große Abteilung der Schlauchpilze (Ascomyceten), zu denen auch alle noch folgenden Pilze gehören. Dieselben sind charakterisiert durch ihre eigentümliche Sporenbildung; die Sporen entstehen hier nämlich in den sogenannten Sporenschläuchen (asci), d. i. mehr oder weniger schlauchartige, protoplasma-reiche Zellen, welche im Innern durch freie Zellbildung eine bestimmte Anzahl von Sporen (Ascosporen genannt) erzeugen. Aus den Sporenschläuchen werden die Sporen in verschiedener Weise, bald durch elastisches Auspritzen, bald dadurch, daß die Haut des Ascus sich auflöst, befreit.

Die Gymnoasci sind die unvollkommensten Ascomyceten, weil bei ihnen die Sporenschläuche nicht auf einem Fruchtkörper gebildet werden, sondern unmittelbar einzeln aus Zweigen des Myceliums

¹⁾ Gardener's Chron. 1883. I, pag. 700.

²⁾ Compt. rend. LXXXII., pag. 1205.

³⁾ Jahresber. f. Agrikulturchemie 1883, pag. 309.

⁴⁾ Centralbl. f. Agrikulturchemie 1876, pag. 414.

⁵⁾ Vergl. George Jorden in Botan. Zeitg. 1862, pag. 407, sowie die Angaben von Lawes und Gilbert.

entspringen. Eine Anzahl Arten aus dieser Familie sind Parasiten auf Holzpflanzen und verursachen an denselben eigentümliche Krankheiten, die aber keinen einheitlichen Charakter tragen, sondern unter verschiedenen Symptomen auftreten. Es sind endophyte Parasiten, aber ihre Sporenschläuche treten über die Epidermis der Nährpflanze hervor (Fig. 48. u. 50), nicht mit einander im Zusammenhang, wiewohl in der Regel in großer Anzahl, wodurch der erkrankte Pflanzenteil wie mit einem sehr feinen grauen Schimmel- oder Reifüberzug bedeckt erscheint. Die hier zu besprechenden parasitischen Pilze gehören alle in die Gattung

Taphrina,

Taphrina.

auf welche sich also die im vorstehenden erwähnten Merkmale beziehen. In dem Verhalten des Myceliums zeigen sich bei den einzelnen Taphrina-Arten gewisse Ungleichheiten. Bei manchen Arten ist ein deutliches Mycelium zu finden, welches von den Blättern aus bis in die mehrjährigen Triebe verfolgt werden kann und dort perenniert, um alljährlich von dort aus wieder in die Knospen und neuen Triebe einzudringen. Bei andern Arten ist zur Zeit der Reife ein Mycelium nicht wahrnehmbar, und die einzelnen Sporenschläuche bilden anscheinend jeder für sich ein besonderes Pflänzchen. Dies rührt daher, daß das Mycelium nur zwischen den Epidermiszellen und der Cuticula hinläuft, in den jungen Trieben zuletzt nur in den Knospen vorhanden bleibt und dort überwintert, in den Blättern aber, wo es zur Fruktifikation gelangt, gänzlich in der Bildung von Sporenschläuchen aufgeht, indem nämlich jede Teilzelle des Myceliums zu einem nach außen wachsenden Schlauche sich ausstülpt¹⁾. Früher hatte man für die so sich verhaltende Artengruppe die Gattung *Ascomyces* aufgestellt. Anders ist derjenige Zustand dieser Pilze, welcher durch eine unmittelbare Sporeninfektion auf den Blättern erzeugt wird; die an beliebigen Punkten eines gesunden Blattes eindringenden Keime entwickeln sich zu einem Mycelium, welches nur einen beschränkten Teil des Blattes durchzieht und also auch nur diesen krank macht, aber auch mit diesem vollständig wieder abstirbt, indem der kranke Blattpfleck später vertrocknet oder das ganze Blatt abfällt. In den Sporenschläuchen von Taphrina entstehen immer je 8 einzellige, farblose Sporen, die jedoch manchmal schon innerhalb des Sporenschlauches keimen, und da das letztere bei diesen Pilzen oft in der Form hefeartiger Sprossung ge-

¹⁾ Vergl. Sadebeck, Untersuchungen über die Pilzgattung *Exoascus*, Hamburg 1884, und C. Fisch, über die Pilzgattung *Ascomyces*. Botan. Zeitung 1885, Nr. 3.

schießt, so hat dies früher zu dem Irrtum Anlaß gegeben, daß die Sporenschläuche mehr als 8 Sporen bilden.

In der folgenden Darstellung geben wir die Arten nach der neueren Abgrenzung, die wir hauptsächlich den Arbeiten Sadebeck's¹⁾ und Johanson's²⁾ verdanken.

1. *Taphrina Tosquinetii* Magn. (*Exoascus alnitorquus* Sadeb., *Exoascus Alni* de By., *Ascomyces Tosquinetii* Westd., *Taphrina alnitorqua* Tul.), auf den Blättern und auf den Schuppen der weiblichen Rätzchen von *Alnus glutinosa*. Auf *Alnus glutinosa*.

Auf *Alnus glutinosa*.

An den Schuppen der Rätzchen bringt der Pilz Hypertrophien hervor, wodurch

dieselben zu taschenähnlichen Gebilden auswachsen. (Fig. 47).

Die an den Blättern verursachten Krankheiten treten in zwei Modifikationen auf. Entweder werden sämtliche Blätter eines Triebes in der Reihenfolge ihres Alters nach und nach befallen, indem sie kraus und wellig werden und wobei sie bisweilen das 2- bis 3fache ihrer normalen Größe erreichen, bei trockenem Wetter allmählich sich unter Austrocknung etwas einrollen und leicht abfallen.

Diese Erkrankung ist vom Frühjahr an bis zum Herbst zu beobachten. Oder aber es erscheinen nur einzelne Stellen der Blätter verschiedener Zweige blasig aufgetrieben, was sich erst vom Juli an zeigt. Die Oberfläche

aller von dem Pilze deformierten Teile bedeckt sich infolge des Hervorbrechens der Asci mit einem grauen Meiß. Bei diesem Pilze geht das Mycelium ganz und gar in der Bildung der Sporenschläuche auf; die letzteren stehen daher dicht beisammen; jeder grenzt sein unteres Ende zu einer kleinen Stielzelle ab, welche sich unten etwas zuspitzt und zwischen die Epidermiszellen hineinragt (Fig. 48).

2. *Taphrina Alni incanae* Kühn (*Exoascus alnitorquus* Tul., *Exoascus alni* de By., *Taphrina amentorum* Sadeb.), bisher mit der vorigen Art verwechselt, bringt auf *Alnus incana* ebensolche taschenförmige Miß-

Auf *Alnus incana*.



Fig. 47.

Taphrina Tosquinetii. Drei vom Pilze verunstaltete weibliche Rätzchen von *Alnus*. Nach R. Hartig.

¹⁾ Untersuchungen über die Pilzgattung *Exoascus*. Jahrb. d. Hamburgischen Wissensch. Anstalten 1884. — Kritische Untersuchungen über die durch *Taphrina*-Arten hervorgerufenen Baumkrankheiten. Dasselbst 1890.

²⁾ Kgl. Vetenskaps Akad. Förhandlingar. Stockholm 1885, Nr. 1, und 1887, Nr. 4.

bildungen der Röhrenchuppen hervor, wie der vorige an der gemeinen Erle. Nach Sadebeck ist das eine selbständige Art, welche sich durch das Fehlen einer abgegrenzten Stielzelle der *Asci* unterscheidet.

Auf *Alnus glutinosa*.

3. *Taphrina Sadebecki* *Johans.* (*Exoascus flavus* *Sadeb.*). Diese früher mit der erst genannten verwechselte Art erzeugt auf der Unterseite, selten auf der Oberseite der Blätter von *Alnus glutinosa* rundliche, gelbe Flecke, deren Farbe von den gelben Inhaltsmassen der Sporenschläuche herrührt. Die Stielzelle der letzteren dringt nicht zwischen die Epidermiszellen ein.

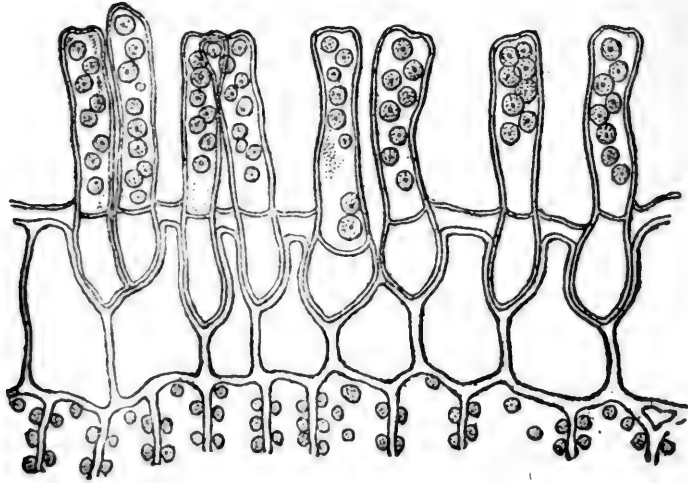


Fig. 48.

Querschnitt aus einem Ersenblatte mit reifen Sporenschläuchen der *Taphrina Tosquinetii*, welche zwischen den Epidermiszellen sitzen. Nach Sadebeck.

Auf *Alnus incana*.

4. *Taphrina epiphylla* *Sadeb.* (*Exoascus epiphyllus* *Sadeb.*), auf den Blättern von *Alnus incana* wellige Kräuselungen bewirkend, welche sich mit einem intensiv grauweißen Reif bedecken. Die Sporenschläuche stehen hier mehr oder weniger zerstreut, weil nur ein Teil der Mycelfäden zur Bildung derselben verwendet wird; die die Stielzelle darstellende Hyphenzelle ist ziemlich breit und dringt nicht zwischen die Epidermiszellen ein. — Identisch mit diesem Pilze ist *Exoascus borealis* *Johans.*, welcher an *Alnus incana* herenbesenartige Zweigwucherungen erzeugt. Sadebeck hat den Beweis dieser Identität erbracht, indem er die Sporen der *Taphrina epiphylla* von Blättern der Grauerle auf Knospen dieser Pflanze aus säete und in zahlreichen Fällen gelungene Infektionen erhielt, infolge deren sich aus solchen Knospen die Herenbesen entwickelten. Nach Tübenus¹⁾ sind Herenbesen an den Grauerlen im bayrischen Walde, um München und in den bayrischen Alpen sehr häufig, oft über 100 Stück an einem Baume.

Auf Blättern von *Betula*.

5. *Taphrina Betulae* *Fuckel* (*Ascomyces Betulae* *Magn.*), bewirkt auf der Oberseite der Blätter von *Betula alba* blasige Aufreibungen, welche

¹⁾ Sitzungsber. des botan. Ver. München 10. Dezember 1888, und allgem. Forst- und Jagdzeitung 1890, pag. 32.

durch die hervorbrechenden Asci gelblich sich färben. Die Stielzelle der letzteren dringt nicht zwischen die Epidermiszellen ein.

6. *Taphrina turgida* Sadeb. (*Exoascus turgidus* Sadeb.), auf Herenbesen von *Betula*. *Betula alba* die sogenannten Herenbesen oder Donnerbesen erzeugend, alljährlich sich vergrößernde dichte Zweigwucherungen, die sich sowohl auf großen Bäumen als auf strauchartigen Exemplaren finden. Auf der Unterseite der Blätter dieser Herenbesen erscheinen die Sporenschläuche, welche einen grauweißen Reif bilden, und deren Stielzellen zwischen die Epidermiszellen eindringen. Die Blätter sind anfangs wellig gekräuselt und besitzen nicht das frische Grün der gesunden Blätter. Die auf *Betula pubescens* vorkommenden Herenbesen sollen von einer andern Species, *Taphrina betulina* Rostr., erzeugt werden¹⁾.

7. *Taphrina flava* Farlow, erzeugt auf den Blättern von *Betula alba* in Amerika intensiv gelb gefärbte Flecke.

8. *Taphrina carnea* Johans., veranlaßt auf den Blättern von *Betula nana*, *intermedia* und *odorata* kugelig blasige Aufreibungen.

9. *Taphrina nana* Johans., erzeugt an jüngeren Zweigen von *Betula nana* Mißbildungen. — Davon sollen verschieden sein *Taphrina bacteriosperma* Johans., und *Taphrina alpina* Johans., welche an der nämlichen Nährpflanze herenbesenartige Bildungen hervorbringen.

10. *Taphrina Ulmi* Fuckel, erzeugt auf der Oberseite der Ulmenblätter mehr oder weniger blasige, grauweiß bereifte Stellen. Die Sporenschläuche stehen mehr zerstreut, weil nur ein Teil der Mycelfäden in der Bildung der Asci aufgeht, und sie besitzen daher eine ziemlich breite Stielzelle.

11. *Taphrina Celtis* Sadeb., bringt an den Blättern von *Celtis australis* ähnliche Veränderungen hervor wie die vorige Art.

12. *Taphrina aurea* Fr. (*Taphrina populina* Fr., *Exoascus aureus* Sadeb., *Erineum aureum* Pers.) Dieser Pilz bewirkt auf den Blättern von *Populus nigra* blasig aufgetriebene Stellen (Fig. 49), welche zur Reifezeit der Sporenschläuche von einem goldgelben Reif überzogen erscheinen. Die Sporenschläuche dringen mit ihrem unteren stielartigen Ende, welches jedoch nicht durch eine Scheidewand abgegrenzt ist, zwischen die Epidermiszellen ein.

13. *Taphrina rhizophora* Johans. Diese früher mit der vorigen Art vermengte Species bringt auf den weiblichen Kätzchen von *Populus alba* taschenartige Aufreibungen der Fruchtknoten hervor. Die Asci stellen



Fig. 49.

***Taphrina aurea*.** Ein Pappelblatt mit den vom Pilze erzeugten Blasen.

Nach H. Hartig.

Andre *Betula*
bewohnende
Arten.

Auf Ulmen.

Auf *Celtis*.

Auf *Populus*
nigra.

Auf *Populus*
alba.

¹⁾ Rostrup, Botanisk Tidsskrift. Kopenhagen 1883, und Botanisches Centralbl. XV., pag. 149.

einen gelben Reif auf den befallenen Teilen dar, sie dringen mit ihrem stielartigen Ende ziemlich tief, wurzelartig, zwischen die Epidermiszellen ein.

Auf *Populus tremula*

14. *Taphrina Johansonii Sadeb.*, wurde früher ebenfalls mit den vorigen Arten vereinigt; sie bewohnt die weiblichen Nüsschen von *Populus tremula*, wo sie die Fruchtknoten in derselben Weise wie der vorige Pilz deformiert; die Nüßi sind aber fast um die Hälfte kleiner.

Auf *Quercus*-Arten.

15. *Taphrina coerulescens Sadeb.* (*Ascomyces coerulescens Desm. et Mont.*), erzeugt auf den Blättern von *Quercus pubescens* und *Quercus rubra* mehr oder weniger blasig aufgetriebene Flecke. Die Sporenschläuche verhalten sich wie bei den vorigen Arten.

16. *Taphrina Kruchii Vuill.*, erzeugt auf der Stedcheide in Italien Herenbesen, nach Kruch¹⁾ und Vuillemin²⁾.

17. *Taphrina rubro-brunnea Sacc.* (*Ascomyces rubro-brunnea Peck.*), auf kleinen, blasig aufgetriebenen Flecken der Blätter von *Quercus rubra* in Nordamerika.

Auf *Carpinus*.

18. *Taphrina Carpinii Rostr.*, erzeugt auf *Carpinus betulus* die Herenbesen, deren wellig gekräuselte, gelbgrüne Blätter sich unterseits mit einem weißlichen Reif bedecken, der durch die Sporenschläuche hervorgebracht wird, welche sich so wie bei den vorigen Arten verhalten.

Auf *Ostrya*.

19. *Taphrina Ostryae Mass.*, bringt nach Massalongo³⁾ auf den Blättern von *Ostrya carpinifolia* zeitig absterbende Flecke hervor.

Auf *Acer tataricum*.

20. *Taphrina polyspora Sorok.* (*Exoascus aceris Link.*), erzeugt blasige Aufreibungen und franke Flecke auf den Blättern von *Acer tataricum*⁴⁾.

Auf *Acer spicatum*.

21. *Taphrina lethifera Sacc.* (*Ascomyces lethifera Peck.*), auf den Blättern von *Acer spicatum* in Nordamerika.

Auf *Juglans*.

22. *Taphrina Juglandis Berk.*, auf *Juglans nigra*⁵⁾.

Auf *Rhus*.

23. *Taphrina purpurascens Robins.*, bewirkt Kräuselungen und Aufreibungen an den Blättern von *Rhus copallina*.

Auf *Agrostemma*.

24. *Taphrina Githaginis Rostr.*, auf *Agrostemma Githago* in Dänemark. Das Mycelium durchdringt die ganze Wirtspflanze ohne dieselbe gestaltlich zu verändern, und die Sporenschläuche brechen überall auf Stengeln und Blättern hervor.

Auf *Heracleum* etc.

25. *Taphrina Umbelliferarum Rostr.*, bringt auf *Heracleum Sphondylium* und *Peucedanum palustre* große graue Flecke auf den Blättern hervor, nach Rostrup (l. c.).

Auf *Potentilla*.

26. *Taphrina Potentillae Farlow.* (*Taphrina Tormentillae Rostr.*), auf *Potentilla Tormentilla*, *geoides* und *canadensis* gelbgrün gefärbte Verdickungen der Stengel und Blätter erzeugend, in Amerika, von Rostrup (l. c.) in Dänemark, von mir auch im Grunewald bei Berlin gefunden.

Auf Birnbaum.

27. *Taphrina bullata Sadeb.* (*Exoascus bullatus Fuckel*, *Ascomyces bullatus Berk.*), bringt blasige Aufreibungen und Flecke auf den Blättern des Birnbaumes hervor, welche sich mit einem mehligem Reif bedecken.

¹⁾ Malpighia IV, 1890—91, pag. 424.

²⁾ Revue mycologique Juli 1891, pag. 191.

³⁾ Botan. Centralbl. XXXIV. 1888, pag. 389.

⁴⁾ Fisch, Botan. Centralbl. 1885 XXII, pag. 126.

⁵⁾ Comes, Le crittogame parasite etc. Napoli 1882, pag. 234.

Die Asci besitzen eine durch eine Scheidewand abgegrenzte Stielzelle. Ein perennierendes Mycelium ist bei dieser Art noch nicht gefunden worden.

28. *Taphrina Crataegi* Sadeb., früher mit der vorigen Art ver- Auf *Crataegus*. mengt, bringt an den Blättern von *Crataegus Oxyacantha* häufig rötlich gefärbte Aufreibungen, Flecke und hervor, welche durch die Asci weiß bereift sind. Sadebeck hält diesen Pilz für eine selbständige Art, weil er *Taphrina bullata* leicht auf den Birnbaum, nicht aber auf den Weißdorn übertragen konnte. Ein perennierendes Mycelium ist nach Sadebeck bei dieser Species vorhanden.

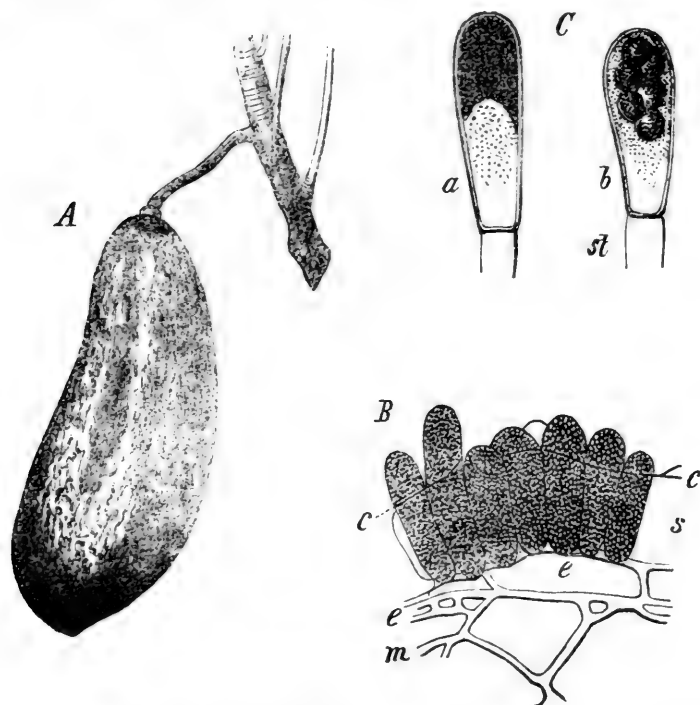


Fig. 50.

Der Pilz der Pflaumentaschen (*Taphrina Pruni* Tul.). A eine Tasche in natürlicher Größe. B Durchschnitt durch den oberflächlichen Teil einer solchen. Die Myceliumfäden m haben zwischen der Epidermis e und der abgehobenen Cuticula c eine Anzahl Sporenschläuche s gebildet, in denen noch keine Sporenbildung eingetreten ist. C zwei Sporenschläuche mit der Stielzelle st, stärker vergrößert, bei a noch unreif, bei b mit 6 Sporen im Innern.

29. *Taphrina Pruni* Tul. (*Exoascus Pruni* Fuckel). Dieser Pilz ist ein Parasit der *Prunus domestica*, *virginiana* und *Padus* und die Ursache einer Mißbildung und Verderbnis der unreifen Früchte, die an den Pflaumbäumen Taschen, Narren, Schoten, Hungerzwetschen, in der Schweiz Turcas oder Pochette, in England Bladder-plum genannt werden, auch in Amerika bekannt sind, bald spindelförmige gerade oder gekrümmte, bald wie eine Schote zusammengedrückte, bis fingerlange, kernlose, innen hohle Gebilde (Fig. 50 A) darstellen, welche an der Oberfläche unregelmäßig runzelig oder warzig und bleich, gelblich oder rötlich sind, später durch die Asci Taschen auf *Prunus domestica* etc.

weiß oder bräunlich bepudert aussehen, ungenießbar sind und frühzeitig verderben und abfallen. Die Krankheit ist in manchen Jahren sehr häufig und kann einen bedeutenden Ausfall in der Obsternte zur Folge haben. Sie wurde schon von Cäsarlin 1583 und seitdem von vielen Schriftstellern erwähnt, bei denen sie als Folge der verschiedensten Ursachen betrachtet, bald den Einflüssen der Witterung, namentlich dem Regen, bald den Stichen von Insekten, bald einer unvollkommenen Befruchtung zugeschrieben wird. Fucel¹⁾ hat den diese Krankheit verursachenden Parasiten zuerst aufgefunden, de Bary²⁾ die Entwicklung desselben und die Krankheitsgeschichte genauer kennen gelehrt. Die Mißbildungen werden schon wenige Wochen nach der Blüte, Ende April oder Anfang Mai an den jungen, noch kleinen Früchten bemerkbar; nach dieser Zeit treten an den weiter entwickelten gefunden Früchten keine Erkrankungen ein. Sobald die Entartung an der jungen Frucht bemerkbar wird, findet sich im Siebteile der Gefäßbündel, welche das Fruchtfleisch durchziehen, das Mycelium des Pilzes, und es läßt sich in diesem Gewebe zurückverfolgen in den Stiel bis in den Zweig hinein. Es besteht aus feinen, verzweigten und durch zahlreiche Querswände in kürzere oder längere Glieder getheilten Fäden. Das Mycelium verbreitet sich weiter durch das ganze Parenchym des Fruchtfleisches. Infolgedessen erhält dieses eine abnorme Ausbildung und die ganze Frucht eine veränderte Gestalt. Die Abgrenzung einer inneren, kleinzelligen Gewebeschicht der Fruchtwand, welche normal zum Steinkern sich ausbildet, unterbleibt; im Parenchym des Fruchtfleisches findet eine abnorme Zellenvermehrung statt, der ganze Körper wird daher größer als die gesunde Frucht, die Zellen selbst sind kleiner. Besonders zahlreiche Äste des Myceliums verbreiten sich unter der Epidermis und senden zwischen den Zellen der letzteren hindurch Zweige, die sich dann zwischen der Epidermis und der Cuticula verbreitern und dort eine zusammenhängende Schicht kleiner, rundlicher Zellen bilden. Dieses sind die Anlagen der Asci; sie strecken sich senkrecht zur Oberfläche der Frucht, wodurch sie die Cuticula abheben und endlich durchbrechen. Die Asci sind kurz cylindrisch-keulenförmig und verschreiten alsbald zur Sporenbildung, nachdem der untere kleinere Teil der Zelle durch eine Querswand als kurzer Stiel sich abgegrenzt hat. Die Asci erreichen ihre Reife ungleichzeitig. Die 6—8 kugelförmigen Sporen werden aus der Spitze des reifen Schlauches herausgeschleudert. Nach der Bildung und Verstreung der Sporen wird die Tasche weiß und verdirbt unter Ansiedelung von Schimmelpilzen. Die Sporen keimen sofort nach der Reife unter reichlicher hefeartiger Sprossung. Wie die Keime in die Nährpflanze eindringen und sich hier zum Mycelium entwickeln, ist bis jetzt nicht beobachtet worden. Die Anwesenheit des Myceliums in den Zweigen spricht für ein Perennieren des Pilzes in der Nährpflanze. Die Thatsache, daß derselbe Baum meistens alljährlich eine Anzahl Taschen erzeugt, könnte mit dem Perennieren im Zusammenhange stehen. Als Mittel gegen die Krankheit ist daher zu empfehlen, die Taschen so früh als möglich abzupflücken und zu vernichten, um die Sporenbildung zu verhüten, und die Zweige, welche sich stark befallen zeigen, bis ins ältere Holz zurückzuschneiden, um das in den jüngeren Zweigen befindliche Mycelium zu beseitigen. Nach Rudow³⁾ sollen die

¹⁾ Enumeratio fungorum Nassoviae, pag. 29.

²⁾ Beitr. z. Morphol. der Pilze. I., pag. 33.

³⁾ Botan. Centralbl. XLII., pag. 282.

von Blattläusen abgesonderten Zuckersäfte die Ansiedelung von *Exoascus pruni* begünstigen; an von Blattläusen sorgfältig gereinigten Teilen soll sich der Pilz nicht ansiedeln können.

30. *Taphrina Farlowii Sadeb.*, bringt an den Früchten von *Prunus serotina* in Amerika dieselben Mißbildungen wie der vorige Pilz hervor, wird aber von Sadebeck als eigene Art abgegrenzt, weil die Stielzellen etwa $\frac{1}{3}$ der Länge der Äsci erreichen und die letzteren viel weiter von einander entfernt stehen. Die Entwicklungsgeschichte des Pilzes ist die gleiche.

Auf *Prunus serotina*.

31. *Taphrina Cerasi Sadeb.* (*Exoascus deformans* b. *Cerasi Fuckel*, *Exoascus Wiesneri Rathay*) bringt die Herenbesen der Kirschbäume hervor, und zwar auf *Prunus avium* und *Cerasus*¹⁾. Die oft ziemlich dichten, nestartigen Wucherungen bestehen aus kurzen, unten ziemlich verdickten Zweigen und erreichen oft ein hohes Alter und großen Umfang infolge des Perennierens des Myceliums in den Zweigen; dasselbe verbreitet sich bis in die Blätter. Die Blätter dieser Herenbesen sind auf der Unterseite durch die Sporenschläuche weiß bereift. Diese besitzen eine besondere Stielzelle.

Herenbesen der Kirschbäume.

32. *Taphrina Insititiae Sadeb.*, bringt Herenbesen an *Prunus insititia* und *domestica* hervor und unterscheidet sich durch kürzere Äsci von der vorigen Art. Sadebeck berichtet von ziemlich starkem Auftreten der Herenbesen auf den Pflaumenbäumen um Hamburg, sowie von dem Erfolge, den das Zurückschneiden der erkrankten Äste, welche wegen Mangels der Blüten nachteilig sind, gehabt hat.

Herenbesen von *Prunus insititia* etc.

33. *Taphrina deformans Tul.* (*Exoascus deformans Fuckel*, *Ascomyces deformans Berk.*), bewirkt eine Kräuselfrankheit des Pfirsichbaumes, Cloque du Pêcher der Franzosen. Im Frühlinge zur Zeit der Belaubung kräuseln sich die jungen Blätter ähnlich wie die, welche von Blattläusen verunstaltet werden, indem sie sich mit den Rändern zusammenziehen und blasig aufwerfen oder wellig kraus werden. Die Unterseite des Blattes wird dabei konkav und bedeckt sich von der Blattspitze beginnend, vollständig mit dem weißen, reifartigen Überzug der Sporenschläuche. Der Pilz hat dieselbe Lebensweise wie die vorhergehenden. Wie schon in der vorigen Auflage dieses Buches berichtet, fand ich sein Mycelium von derselben Form und von den Siebteilen der Zweiglein aus in die Blätter, Rippen und Nerven eindringen, unter der Epidermis der Unterseite des Blattes sich verbreiten und Zweige zwischen die Cuticula und die Epidermis senden, wo aus ihnen in ganz derselben Weise wie bei jenen Pilzen die Sporenschläuche sich entwickeln. Das Vorhandensein eines fädigen Myceliums im Blatte ist schon von Prillieux²⁾ angegeben worden. Die mit Stielzellen versehenen Äsci sind 0,035 bis 0,040 mm lang und enthalten 6 bis 8 kugelförmige Sporen. In den Teilen des Blattes, die nicht mit den Sporenschläuchen bedeckt sind, hat das Mesophyll seine normale Beschaffenheit; aber dort wo der Pilz fruktifiziert, wird die Blattmasse etwas dicker und fleischiger, indem besonders das Schwammgewebe der unteren Blattseite seine Zellen vermehrt, die Interzellularen fast verliert, dichter wird und aus ziemlich kugelförmigen, chlorophylllosen Zellen zusammengesetzt erscheint. Nach

Kräuselfrankheit des Pfirsichbaumes.

¹⁾ Rathay, Über die Herenbesen der Kirschbäume etc., Sitzungsber. der Wiener Akad. LXXXIII. 1. März 1881.

²⁾ Bull. de la soc. bot. de France 1872, pag. 227—230.

der Sporenbildung vertrocknet das Blatt und fällt früh ab. Es scheinen immer sämtliche Blätter eines Zweigleins zu erkranken, was dafür spricht, daß das Mycelium aus dem älteren Zweige in die Knospe eindringt. Auch diese Krankheit pflügt sich alljährlich am Baume wieder zu zeigen, und Bäume, welche mehrere Jahre hindurch daran leiden, können darüber eingehen. Wahrscheinlich perenniert also auch hier das Mycelium in den Zweigen. Über die Erzeugung des Pilzes aus den Sporen ist nichts bekannt. Somit möchte auch hier die Heilung der Krankheit durch Zurückschneiden der kranken Zweige, die Verhütung durch schnelle Entfernung der kranken Blätter zu erzielen sein.

Auf *Prunus chamaecerasus*.

34. *Taphrina minor* Sadeb., auf *Prunus chamaecerasus* und früher mit der vorigen Art vereinigt. Der Pilz befällt einzelne Sprossen, ohne sie zu Herabbesen umzubilden; vielmehr werden nur die Blätter mehr oder weniger kräuselig und bedecken sich unterseits mit dem weißen Reif der Ascii; letztere sind etwas kürzer als bei der vorigen Art und haben größere Sporen.

Auf *Aspidium*.

35. *Taphrina filicina* Rostr., bringt auf den Blättern von *Aspidium spinulosum* blasige Aufreibungen hervor.

Auf *Polystichum*.

36. *Taphrina lutescens* Rostr., auf *Polystichum Thelypteris* auf der dänischen Insel Seeland; bildet gelbe, aber nicht aufgetriebene Flecke auf den Blättern.

Eremothecium auf *Linaria*.

37. Unter dem Namen *Eremothecium* hat Borzi¹⁾ eine neue hierhergehörige Gattung aufgestellt, welche ein feinfädiges, ausgebreitetes Mycelium besitzt mit einzeln an den Spitzen der Fäden stehenden flaschenförmigen Ascis, welche 30 und mehr feurig-nadelförmige Sporen enthalten. *Eremothecium Cymbalariae* Borzi wurde im Innern der reifenden Kapseln von *Linaria Cymbalaria*, die Scheidewände und Placenten überziehend gefunden; es bewirkt keine Mißbildung, verhindert aber das Aufspringen der Kapseln.

Elftes Kapitel.

Erysipheae, Mehltaupilze.

Mehltau.

Die hierher gehörigen Pilze sind epiphyte Parasiten, welche auf grünen Pflanzenteilen ausgebreitete, weiße, schimmel- oder mehlartige Überzüge bilden, die unter dem Namen Mehltau bekannt sind. Man darf damit natürlich nicht denjenigen Mehltau verwechseln, welcher tierischen Ursprungs ist, nämlich aus den leeren Bälgen von Blattläusen besteht. Der pilzliche Mehltau wird gebildet von dem Mycelium, welches auf der Oberfläche des Pflanzenteiles wächst und hier auch seine Fortpflanzungsorgane entwickelt.

Mycelium und Sporenbildung der Mehltaupilze.

Das Mycelium der Mehltaupilze besteht aus einer Menge feiner, spinnewebeartiger Fäden, welche septiert und verzweigt sind und in allen möglichen Richtungen auf der Oberfläche der Epidermis hinwachsen

¹⁾ Nuov. giorn. botan. Ital. XX, 1888, pag. 452.

(Fig. 51 A) und sich centrifugal weiter ausbreiten. Bald überzieht der Pilz nur die Oberseiten der Blätter, bald anfänglich die Unterseiten und greift später auf die Oberseiten über, bald befällt er beide ohne Unterschied und dann oft auch den Stengel und geht selbst bis auf die Früchte. Die Mycelfäden liegen überall der Epidermis dicht auf,

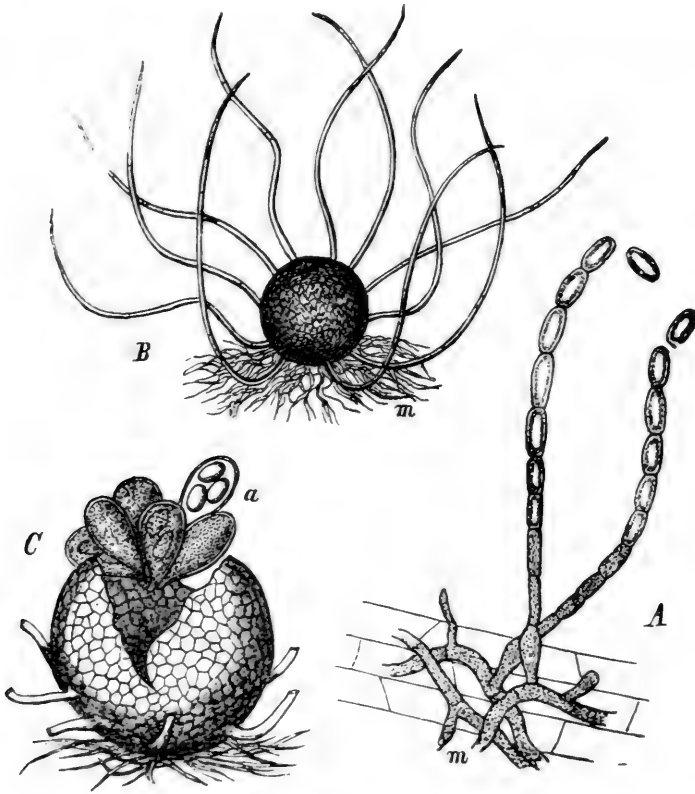


Fig. 51.

Mehltaupilze. A *Erysiphe graminis* Lév. auf einem Grasblatte. Conidienträger mit kettenförmig abgesehnürten Sporen. m Mycelium. 100fach vergrößert. B Perithecium von *Erysiphe communis* Link mit langen Anhängeln; m Mycelium. Schwach vergrößert. C Ein ebensolches Perithecium, die Anhängel abgerissen, durch Druck das Perithecium geöffnet und das Büschel der meist noch unreifen Sporenschläuche hervorgedrückt. Bei a ein fast reifer Sporenschlauch mit Sporen, zum Teil sichtbar. 200fach vergrößert.

dringen selbst nicht in dieselbe ein, sind aber an vielen Punkten durch sogenannte Haustorien oder Saugorgane (Fig. 55) mit der Epidermis in organischem Zusammenhange. Dieselben sind nach de Bary¹⁾ kleine Auswüchse an der unteren, die Epidermis berührenden Seite des Fadens, die je nach Arten verschiedenen Bau haben. Entweder sind es unmittelbar vom Mycelfaden entspringende, äußerst dünne, röhren-

¹⁾ Beitr. z. Morphol. u. Physiol. d. Pilze, III. Frankfurt 1870, pag. 23.

förmige Ausstülpungen, welche die Außenwand der Epidermiszelle durchbohren und dann im Innern der Zelle blasig anschwellen. Oder der Faden treibt eine seitliche, halbrunde Ausbuchtung, aus welcher erst das Saugröhrchen entspringt; oder endlich es bildet sich eine unregelmäßig gelappte, fast scheibenförmig der Epidermiszelle fest anliegende Ausstülpung, welche dann an irgend einem Punkte das Saugröhrchen ins Innere der Zelle sendet (Fig. 55). Wenn das Mycelium eine gewisse Ausbreitung erlangt hat, so entsteht auf demselben die erste Generation von Fortpflanzungsorganen in Form von Conidienträgern: an vielen Stellen richten sich einzelne, kurze, einfache Zweige der Mycelfäden auf und schnüren an ihrer Spitze je eine oder mehrere in einer Reihe übereinander stehende Conidien ab (Fig. 51 A). Da diese Conidienträger gewöhnlich in großer Anzahl erscheinen und die von ihnen abfallenden Conidien sich anhäufen, so nimmt der Mehltau in dieser Periode eine noch dickere, mehrlartige Beschaffenheit an. Die Conidien sind oval, einzellig, farblos und sofort nach ihrer Ablösung keimfähig. Bei der Keimung wachsen sie an dem einen Ende in einen Keimschlauch aus, aus welchem sich auf einer geeigneten Nährpflanze wieder ein neues Mycelium entwickelt. Auf diese Weise geschieht während des Sommers die Vermehrung des Pilzes und die Verbreitung der Krankheit. Während die Entwicklung der Conidien zu Ende geht, folgt als zweite Generation von Fortpflanzungsorganen auf demselben Mycelium die Bildung der Perithechien. Das sind ungefähr kugelförmige, schwarze Kapseln, so klein, daß sie eben noch mit bloßem Auge erkannt werden können, aber in Menge auf dem Mehltau zerstreut, so daß dieser wie mit vielen feinen, schwarzen Pünktchen besäet erscheint oder mehr ein schwarzbräunliches Kolorit annimmt. Die Entstehung derselben auf dem Mycelium, wobei man sexuelle Vorgänge annimmt, ist als von rein mykologischem Interesse hier zu übergehen. Anfänglich sind sie farblos, nehmen mit zunehmender Größe gelbe, dann bräunliche, endlich schwarze Farbe an. Ihre ziemlich dünne Hülle besteht aus vielen fest verbundenen, parenchymatischen, braunen Zellen und ist auswendig meist mit einem eigentümlichen Besaße von Fäden versehen, welche Verlängerungen einzelner Zellen der Fruchthülle sind. Diese sogenannten Anhängsel (*suffulera* oder *appendicula*) sind bei jeder Art von bestimmtem, konstantem Baue (Fig. 52, 53, 54), und dienen daher mit zur Unterscheidung dieser Pilze. Das reife Perithecium ist von krustig spröder Beschaffenheit, läßt sich leicht zerdrücken und zeigt dann im Innern einen Sporenschlauch oder ein Büschel solcher, die im Grunde befestigt sind und je 2—8 einzellige, länglichrunde, ziemlich derbwandige, farblose bis bräunliche Sporen

enthalten (Fig. 51 B und C); nur die Gattung *Saccardia* soll mehrzellige Sporen haben. Bei den meisten Arten bilden die Schläuche ihre Sporen noch in demselben Sommer, sobald die Perithechien auf der Nährpflanze ihre Ausbildung erreicht haben; bei *Erysiphe graminis* dagegen nach Wolff¹⁾ überhaupt erst im Frühjahr. In allen Fällen aber scheinen die Ascosporen ihre Keimfähigkeit erst nach der Überwinterung zu erlangen. Dieselben werden in Freiheit gesetzt, nachdem die auf den vorjährigen Pflanzenresten zurückgebliebenen Perithechienhüllen inzwischen verwest sind. Die Keimung geschieht unter Bildung von Keimschläuchen. Die weitere Entwicklung der Ascosporen ist aber bis jetzt nur in einem Falle, nämlich an *Erysiphe graminis* von Wolff¹⁾ beobachtet worden. Dieselben treiben, wenn sie im Frühjahr aus dem platzenden Sporenschlauch ausgetreten sind, schon nach ca. 6 Stunden Keimschläuche. Auf Weizenblätter gesät, bildeten die Sporen an der Spitze ihrer Keimschläuche eine Anschwellung, aus welcher ein Haustorium in eine Epidermiszelle eindrang, worauf aus dem zwischen der Spore und dem Haustorium liegenden Stücke des Keimschlauches sich auf dem Blatte ein Mycelium entwickelte, welches bereits nach 10 Tagen Conidienträger hatte. Man darf hiernach die Ascosporen als die Überwinterungsorgane betrachten, aus denen der Pilz jedes Jahr sich entwickelt und wodurch die Krankheit neu erzeugt wird, während die Conidien als die eigentlichen Sommer-sporen die schnelle Verbreitung des Pilzes während des Sommers besorgen.

Bisweilen durchläuft ein Mehltaupilz den eben beschriebenen Entwicklungs-^{Die alte Gattung Oidium.} gang nicht vollständig, indem er bei der Conidienbildung stehen bleibt. Solche Formen stellte man früher in die Gattung *Oidium*. Diese Gattungsbezeichnung muß einstweilen für diejenigen beibehalten werden, deren Perithechien noch nicht bekannt sind. Alle andern, deren Perithechien man kennt, werden nach der Beschaffenheit dieser in eine Reihe von Gattungen (s. S. 259 ff.) gebracht.

Die Wirkung des Mehltau auf den befallenen Pflanzenteil scheint von den Punkten auszugehen, wo Haustorien in der Epidermis eingedrungen sind. Denn man bemerkt oft zuerst dort die Membran und den Inhalt der Epidermiszelle gebräunt. Späterhin treten an dem ganzen befallenen Organe Krankheits-symptome auf, welche als die schließliche Folge der fortdauernden Ausjaugung durch den Pilz betrachtet werden müssen. Dieselben sind verschieden, je nachdem der Pflanzenteil in völlig ausgebildetem Zustande oder bereits während seines Wachstums angegriffen wird. Im ersteren Falle verlieren die völlig

^{Wirkung der Mehltaupilze auf die Pflanze.}

¹⁾ Bot. Zeitg. 1874, pag. 183.

erwachsenen grünen Blätter schneller oder langsamer ihr gesundes Grün, werden mehr gelb oder bräunlich, sterben endlich unter Zusammenschrumpfen ab und vertrocknen an der Pflanze oder fallen ab. Überzieht der Mehltau jugendliche Teile, wachsende Stengel und Tribspitzen samt den daran sitzenden unentwickelten Blättern, so tritt eine Stöckung des Wachstums und baldiges Verkümmern und Absterben ein; jedes junge Blatt bleibt dann auf der Größe, die es gerade erreicht hatte, stehen, und die Stengelspitze trocknet ein. Die verkümmerten Teile sind dann gewöhnlich ganz von dem weißen Mehltau befallen. Da der Pilz meistens schnell die Pflanze überzieht, so können krautartige Pflanzen dadurch ganz unterdrückt werden; an Holzpflanzen beschränkt sich der Schaden auf einzelne Triebe, beziehentlich Früchte. In allen diesen Fällen besteht also die Einwirkung in einer allmählichen Auszehrung der ergriffenen Teile. Selten ist die andre Form der Einwirkung, die sich als Hypertrophie darstellt; so zeigen z. B. die Stengel von *Galeopsis*, wenn sie von *Erysiphe lamprocarpa* befallen sind, bisweilen starke Verkümmungen und Anschwellungen.

Wir-
kungen
äußerer Einflüsse.

Außere Einflüsse können die Entwicklung des Mehltanes befördern. Dies gilt vom Klima, von der Lage, von der Witterung und von der Bodenbeschaffenheit, zum Teil wohl auch von den Kulturmethoden. Wie bei den meisten pilzparasitischen Krankheiten, so läßt sich um so mehr bei der epiphytischen Natur der hier in Betracht kommenden Schmarotzer eine dauernd reichliche Feuchtigkeit als das kräftigste Beförderungsmittel der Mehltaukrankheiten erwarten. In der That weisen auch auf dieses Moment die meisten in dieser Beziehung gemachten Erfahrungen¹⁾ hin, welche sich vorzugsweise auf die Traubenkrankheit beziehen. In den feuchten Küstenländern tritt dieselbe weit stärker als auf dem Kontinente auf, desgleichen in Gegenden mit regelmäßigen, häufigen Niederschlägen, wie an den Südhängen der Alpen, häufiger, als in andern; niedere und feuchte Lagen leiden mehr als hoch und trocknen gelegene Weinberge. Auch die größere Wärme der südlichen Klimate scheint den Pilz zu begünstigen. Nach einer Beobachtung²⁾ sollen gesunde Reben plötzlich nach Sirocco-Wetter erkrankt sein, während andre Winde keinen Schaden brachten. Auch bezüglich des Mehltanes des Getreides ist die Beobachtung gemacht worden, daß regenreiche Sommer und die Lagen in engen Thälern, an Gewässern, Hecken u. dgl. den Pilz begünstigen³⁾.

¹⁾ Vergl. v. Mohl, Botan. Zeitg. 1860, pag. 168. — Botan. Zeitg. 1854, pag. 259. — Conté in Compt. rend. 1868, pag. 1258, 1358.

²⁾ Botan. Zeitg. 1869, pag. 243.

³⁾ Vergl. Wagner in Jahresb. des Sonder-Aussch. f. Pflanzenschutz in Jahrb. d. deutsch. Landw. Ges. 1892, pag. 407.

Mehrseitig ist behauptet worden, daß horizontal auf dem Boden liegende Reben gesunde Trauben lieferten, während die an den aufrecht gezogenen desselben Stocjes befindlichen Trauben erkrankten; doch sind in dieser Beziehung auch die gerade entgegengesetzten Angaben gemacht worden. Ebenso würde der etwaige Zusammenhang mit der Düngung nicht ohne weiteres aufzuklären sein. Man hat mehrfach Mangel an Düngung als einen die Krankheit begünstigenden Umstand bezeichnet, und will besonders nach Düngung mit Kali einen günstigen Erfolg beobachtet haben¹⁾. Eine Gabe von Holzasche um die Stöcke in den Boden eingegraben soll die so behandelten Pflanzen vor der Traubenkrankheit geschützt haben, während die daneben stehenden ungedüngten vollständig vom Mehltau überzogen wurden²⁾. Beobachtungen, wonach die von Gallmühen hervorgerufenen Deformationen eine Prädisposition für Erysipheen-Entwicklung schaffen sollen, werden von Halsted und andern mitgeteilt³⁾.

Die Verhütungsmaßregeln gegen den Mehltau werden sich zunächst gegen die Überwinterungssporen des Pilzes, wo solche gebildet werden, zu richten haben. Das Stroh und alle Reste kranker Pflanzen, auf denen Mehltau mit Perithecieen sitzt, dürfen nicht auf den Kompost oder sonst irgendwohin kommen, wo die Sporen im Frühjahr keimen würden, sondern sind am besten durch Verbrennen zu vernichten. Ist im Sommer der erste neue Mehltau erschienen, so kann man durch Entfernen der befallenen Blätter die ersten Herde für weitere Verbreitung unterdrücken. Aber wir besitzen gegen diese Pilze auch ein direktes Zerstörungsmittel, welches nicht zugleich die Nährpflanze angreift und daher nicht bloß ein Verhütungsmittel, sondern bei schon ausgebrochenem Mehltau ein wirkliches Heilmittel ist. Die Wirksamkeit des Mittels hängt damit zusammen, daß die Erysiphen epiphyt sind, also von äußerlichen Mitteln auch wirklich getroffen werden. Dieses Mittel ist das Schwefeln, d. h. das Bepudern der Pflanzen mit Schwefelblumen, was besonders gegen die Traubenkrankheit in Anwendung ist. Erfahrungsgemäß tötet der aufgestreute Schwefel nicht nur den vorhandenen Pilz, sondern schützt auch gesunde Pflanzen vor dem Befallenwerden. Man bedient sich dazu entweder eines trockenen Maurerpinsel, besser der besonders dazu gefertigten Schwefelquaste. Diese stellt einen Pinsel dar aus starken Wollfäden, welche in einen siebartigen Blechboden gefaßt sind, in welchen durch den hohlen Stiel die Schwefelblumen eingeschüttet werden; bei geringem Schütteln werden

Gegenmittel.

¹⁾ Vergl. Biedermann's Centralbl. f. Agriculturchemie 1876. I., pag. 465.

²⁾ Land- und forstw. Zeitg. Wien 1867, pag. 729.

³⁾ Journ. of. Mycol. V. 1889, pag. 85, 134, 209.

die letzteren gleichmäßig über die Pflanzen verteilt. Oder man benutzt einen Handblasbalg, an dessen Spitze der mit Schwefelblumen gefüllte Behälter mit schnabelförmiger Streuvorrichtung angebracht ist. Man soll das Schwefeln wenigstens dreimal vornehmen, nämlich kurz vor der Blüte, kurz nachher und im August. Es wird berichtet, daß ein einmaliges Schwefeln zwar etwas Erfolg gegenüber den ungeschwefelten Weinstöcken ergeben habe, aber ein vollständiger Schutz gegen den Pilz erst durch drei- bis sechsmaliges Schwefeln erzielt worden sei. Nach den Versuchen von Mach¹⁾ wirkt der Schwefel um so besser, je größer seine Feinheit ist; die Schwefelblumen seien meist gröber als der gepulperte Schwefel, und besonders fein soll der aus der Schwefelleber durch Säurezusatz, am besten durch Salzsäure gefällte und vorsichtig getrocknete Schwefel sein. Außerdem sind noch andre Mittel in Vorschlag gebracht worden: eine Mischung von 1 kg frisch gelöschtem Kalk und 3 kg Schwefelblumen mit 5 kg Wasser gekocht, dann mit 1 hl Wasser verdünnt und die Flüssigkeit aufgespritzt²⁾. Ferner hat man eine aus Sicilien stammende, feine, 40 Prozent Schwefel enthaltende Erde (*minerale greggio*) gestreut³⁾. Auch die bei der Bereitung des Schwefels in Sicilien bleibenden Rückstände (*Ginese* genannt), welche bis zu 51 Prozent Schwefel enthalten können, hat man verwendet⁴⁾, desgleichen fein pulverisierten Schwefelkies, der 46—52 Prozent Schwefel enthielt⁵⁾, und will nach allen diesen Mitteln dieselben oder selbst günstigere Resultate als beim Schwefeln erhalten haben. Wie zu erwarten, hat man auch bei andern Mehлтаupilzen, da es die gleichen Bildungen sind wie der Weintraubepilz, die günstige Wirkung des Schwefels konstatiert. So bei dem Mehltau auf Weizen und Gerste⁶⁾ und besonders beim Rosenmehltau. Gegen den letzteren sind empfohlen worden⁷⁾: Schwefelblumen, oder schwefelhaltiges Wasser, oder Kalk mit Schwefelblumen gekocht; oder 1 Teil Schwefelkalk auf 100 Teile Wasser oder 1 Teil schwarze Seife in 20 Teilen Wasser, oder eine Lösung von unterschwefligsaurem Natron, oder verdünnte Feimlösung oder Schwefeldampf. Ferner ist empfohlen worden eine Mischung von

¹⁾ Pomolog. Monatshefte von Lucas. 1884, pag. 170.

²⁾ Wiener landw. Zeitg. 1868, Nr. 22.

³⁾ Wochenbl. der Annal. der Landwirtschaft. in d. Preuß. Staaten 1871, Nr. 6.

⁴⁾ Landw. Versuchstationen 1876, Nr. 1.

⁵⁾ Compt. rend. 1876. II, pag. 214, 966.

⁶⁾ Haberlandt, citiert in Biedermann's Centralbl. f. Agriculturnchemie 1876, I, pag. 475.

⁷⁾ Wochenbl. d. Annalen d. Landw. in d. Königl. preuß. Staaten 1870, Nr. 21, u. Gartenflora 1889, pag. 501.

100 Teilen Schwefelcalcium und 10 Teilen Gummiarabicum in 2 Kannen Wasser gelöst, oder statt dessen 4 gr Schwefelleber pro 1 l Wasser, oder die Polysulfure Grison genannte Mischung, die aus 250 gr Schwefel und ebensoviel gelöstem Kalk auf 3 l Wasser gekocht besteht¹⁾. Auch gegen den Traubenpilz sind diese Mittel empfohlen worden, besonders aber auch wässrige Lösungen von Alkalisulfiden, welche durch einen Zerstäuber auf die Blätter gebracht hier durch die Kohlensäure der Luft sich zersetzen und Schwefel in fein verteilter Form absetzen. Letzteres Mittel bewährte sich in halbprozentiger Lösung am besten, und die Kosten stellten sich dafür auf höchstens 4 Fr. pro Hektar gegenüber 30—40 Fr. für dreimalige Schwefelung derselben Fläche²⁾. Auch gegen den Stachelbeer-Mehltau in Nordamerika soll das Besprühen mit einer Lösung von Schwefelleber vorteilhaft gewirkt haben³⁾. Dem Apfelmehltau desgleichen auch dem Weismehltau soll in Amerika durch eine Bespritzung der jungen Blätter mit ammoniakalischer Kupferlösung vorgebeugt worden sein⁴⁾. Die Frage, worauf die Wirkung der schwefelhaltigen Mittel beruht ist noch nicht entschieden; die meisten sind geneigt, sie dahin zu beantworten, daß es auf die Bildung schwefliger Säure ankommt. Moriz⁵⁾ und Bajerow⁶⁾ haben nachgewiesen, daß Schwefel an der Luft und bei Einwirkung des Sonnenlichtes sich langsam auf den Pflanzen zu schwefliger Säure oxydiert. Poliaci⁷⁾ fand, daß sowohl der Weismehltau als auch die Weinblätter selbst, wenn sie mit Schwefel bestreut worden sind, Schwefelwasserstoff entwickeln. Es ist indessen zu berücksichtigen, daß sowohl schweflige Säure wie Schwefelwasserstoff schon in geringen Mengen für die Pflanzen selbst starke Gifte sind; freilich ist andererseits nicht festgestellt, ob die Mehltaupilze eine größere Empfindlichkeit gegen diese Gifte besitzen. Nicht unwahrscheinlich ist auch diejenige Ansicht, welche eine bloß mechanische Wirkung des Schwefelpulvers und ähnlicher, staubförmiger Einstreuungen annimmt. Man hat in der That mehrfach die Beobachtung gemacht, daß auch Schafseestaub, wenn er dick auf den Pflanzen lag, vor der Traubenkrankheit schützte⁸⁾. Endlich würde eine

1) Revue horticole. Paris 1885, pag. 109, 226, 410.

2) Centralbl. f. Agriculturnchemie 1885, pag. 821.

3) Journ. of Mycology. Washington 1891. V, pag. 33.

4) Report of the chief of the Section of veget. pathol. for the year 1889. Washington 1893.

5) Landwirtsch. Versuchstationen XXV. 1880, Heft. 1.

6) Centralbl. f. Agriculturnchemie 1883, pag. 700.

7) Vergl. Zust. bot. Jahresber. 1876, pag. 125 u. 96.

8) Vergl. Monatschr. f. Pomologie von Oberdird und Lucas 1857, pag. 322, und v. Mohl, Bot. Ztg. 1860, pag. 172.

Wahl solcher Nebenvarietäten in Betracht zu ziehen sein, welche erfahrungsmäßig von dem Pilze weniger stark befallen werden, worüber unten bei der Traubenkrankheit näheres bemerkt ist.

Historisches.

Der Mehltau scheint schon im Altertume bekannt gewesen zu sein, wenn man gewisse Stellen bei alten Schriftstellern so auslegen darf, wie z. B. bei Plinius, welcher mit *roratio* einen Tau bezeichnet, der das Abfallen der Weinbeeren bedingt. Dagegen bedeutet *ερυσίφη* der Griechen, wiewohl Linné davon den Namen *Erysiphe* zur Bezeichnung des Mehltaupilzes entlehnte, etwas ganz anderes, nämlich den Rost (*robigo* der Römer, s. S. 138). Die Bezeichnung Mehltau ist ein von Alters her im Volksmunde gebräuchliches Wort und hängt mit der Vorstellung zusammen, welche derartige Überzüge auf Pflanzen als mit dem Regen oder Tau niedergefallen betrachtete. Bis heute hat sich diese Vorstellung im Volke erhalten; „es ist etwas aufgefallen“ heißt es allgemein, wenn plötzlich eine solche oder ähnliche Krankheit, die man sich nicht erklären kann, zum Vorschein kommt; Mehltau, Mehltaufrum, Mehldreck, Rohe sind anderweite gangbare Bezeichnungen dafür. Die botanischen Schriftsteller nahmen den Namen Mehltau, Albigo, für die in Rede stehende Krankheit. Als Pilze wurden diese Bildungen zuerst von Linné unter dem Namen *Mucor Erysiphe* bezeichnet, Persoon beschrieb sie als *Sclerotium Erysiphe* und Hedwig stellte für sie die jetzige Gattung *Erysiphe* auf. Ungeachtet der Erkenntnis ihrer Pilznatur wurden die Mehltaupilze nicht für das Primäre, sondern für Produkte krankhafter organischer Exkrete der Pflanze gehalten von Unger¹⁾ und selbst noch von Meyen²⁾. Erst Tulasne³⁾, Mohl⁴⁾ und de Bary⁵⁾ Arbeiten haben die richtige Kenntnis der Natur und Entwicklung der Erysipheen und ihrer Beziehungen zur Nährpflanze vermittelt.

Zahl, Verbreitung und Vorkommen der Erysipheen.

Es giebt in Europa einige 30 Arten Mehltaupilze, auch in andern Weltteilen sind solche gefunden worden, und es kann nicht bezweifelt werden, daß die Krankheit über die ganze Erde verbreitet ist. Jede Mehltaupilzart hat ihre besonderen Nährpflanzen, auf denen sie allein zu finden ist. Diese sind entweder auf eine Gattung beschränkt, oder es sind Gattungen aus einer und derselben Familie, bei einigen sogar Pflanzen aus sehr verschiedenen Familien. Es kann daher nicht irgend ein Mehltau auf jede beliebige Pflanze übergehen, sondern Übertragung ist nur innerhalb der Kreise der Nährpflanzen einer jeden Erysiphee möglich. Daher ist die Unterscheidung der einzelnen Mehltaupilzarten und die Umgrenzung ihres Nährpflanzenkreises von

¹⁾ *Erantheme der Pflanzen*. Wien 1883, pag. 396.

²⁾ *Pflanzenpathologie*, pag. 178.

³⁾ *Nouvelles observations sur les Erysiphes*. Ann. des sc. nat. 4. sér. T. VI. pag. 299. — Bot. Zeitg. 1853, pag. 257. — *Selecta Fungorum Carpologia I*.

⁴⁾ *Über die Traubenkrankheit*. Bot. Zeit. 1854, pag. 137.

⁵⁾ *Beitr. zur Morphol. u. Physiol. d. Pilze*. III. Frankfurt 1870.

besonderer Wichtigkeit. Wir führen hier die einzelnen Arten nach den Gattungen an, in die man jetzt die alte Gattung Erysiphe, die früher sämtliche Arten umfaßte, zerteilt hat.

I. Podosphaera Kze. et Lév.

Peritheccien mit einem einzigen Ascus mit 8 Sporen. Anhängsel Podosphaera.
auf dem Scheitel des Perithecciums, gerade, an ihrem Ende ein- oder
mehrmals dichotom verzweigt (wie in Fig. 53). Conidien fettenförmig.

1. *Podosphaera tridactyla* (Wallr.), (*Podosphaera Kunzei* Lév., Auf Prunus.
Erysiphe tridactyla Rabenh.), auf den Blättern von *Prunus Padus* sowie
des Pflaumenbaumes (*Prunus domestica*) und des Schwarzdorns. In
Michigan ist der Pilz auch auf Kirschbäumen sehr schädlich aufgetreten¹⁾.
Die Anhängsel doppelt so lang als der Durchmesser des Perithecciums.

2. *Podosphaera Oxyacanthae* (DC.), (*Podosphaera clandestina* Auf Weißdorn u.
Lév., *Erysiphe clandestina* Link.), auf den Blättern des Weißdorns, von
Sorbus Aucuparia und *Mespilus germanica*, in Nordamerika auch auf den
Blättern des Apfelbaumes. Anhängsel kaum so lang als der Durchmesser
des Perithecciums.

3. *Podosphaera myrtillina* (Schubert) (*Podosphaera Kunzei* Lév., Auf Vaccinium.
Erysiphe myrtillina Fr.), auf den Blättern von *Vaccinium Myrtillus* und
uliginosum.

4. *Podosphaera Schlechtendalii* Lév., auf den Blättern von Auf Salix.
Salix alba und *viminialis* in Frankreich.

II. Sphaerotheca Lév.

Peritheccien mit einem einzigen achtsporigen Ascus. Anhängsel am Sphaerotheca.
Grunde des Perithecciums entspringend, unverzweigt, flossig geschlängelt
(wie in Fig. 51 B). Conidien fettenförmig.

1. *Sphaerotheca pannosa* (Wallr.) Lév., mit dickem, fast tuch- Auf Rosen.
artigem, weißem Mycelium und mit farblosen Fäden. Dieser Mehltau ist
überall unter dem Namen Rosenweiß oder Rosenschimmel bekannt,
überzieht Zweige und Blätter kultivierter Rosen und ist besonders für junge
 Triebe und Blätter verderblich, die dadurch im Wachstum zurückgehalten
und getötet werden; bisweilen werden selbst die Blütenknospen vernichtet.
Auch auf den Pflaumbäumen kommt er vor und überzieht hier die Ober-
fläche und die Blätter junger Triebe, wobei die Blätter schrumpfen und oft
sämtlich abfallen und die Früchte mitten in ihrer Ausbildung zurückbleiben
und verderben. Auch in Nordamerika soll dieser Mehltau gefunden worden
sein, und zwar in Kalifornien auf Pflaumbäumen, in Iowa auf Himbeeren,
in Michigan auf Stachelbeeren¹⁾.

2. *Sphaerotheca Castagnei* Lév. (*Erysiphe macularis* Schlechtend.), Auf Hopfen u.
das Mycelium in begrenzten Flecken auftretend, die sich vergrößern und
zusammenfließen, später immer sich mit zahlreichen Peritheccien bedeckend,
deren Anhängsel braun gefärbt sind, daher bräunliche Farbe annehmend.

¹⁾ Nach Farlow, refer. in Just, botan. Jahresber. für 1877, pag. 98.

Dieser Mehltau ist auf zahlreichen Pflanzen verschiedener Familien verbreitet, und zwar 1. auf Hopfen, besonders den jungen Trieben und Blättern höchst verderblich; 2. auf Rosaceen und verwandten Familien, nämlich auf *Fragaria*, *Potentilla*, *Geum*, *Alchemilla arvensis* und *Alchemilla vulgaris* (auf dieser hoch in die Gebirge gehend), *Sanguisorba officinalis*, *Spiraea Ulmaria* sowie auf dem Apfelbaum, 3. auf Balsamineen, nämlich auf *Impatiens Nolitangere*, 4. auf Cucurbitaceen, besonders auf Blättern der Gurken und Kürbisse, 5. auf Compositen sehr verbreitet, und zwar auf *Taraxacum officinale*, *Crepis*, *Senecio*, *Erigeron*, 6. auf Scrophulariaceen nämlich auf *Veronica*, *Euphrasia*, *Melampyrum*, 7. auf Plantagineen, und zwar *Plantago*-Arten.

Auf *Epilobium*.3. *Sphaerotheca Epilobii* (Link) Sacc., auf *Epilobium*-Arten.Auf *Sorbus*.4. *Sphaerotheca Niesslii* Thüm., auf *Sorbus Aria* in Niederösterreich.

Auf Stachelbeeren.

5. *Sphaerotheca morsuvae* Berk. et Curt., ein nordamerikanischer, bei uns unbekannter Pilz auf den Stachelbeerfrüchten, mit seinem dick polsterförmigen Mycelium die Beeren bedeckend und einhüllend, wodurch dieselben ausgeaugt, getötet und zum Abfallen gebracht werden. Er tritt in Pennsylvanien auf den in den Gärten gebauten Stachelbeeren epidemisch auf und soll mehrere Jahre hindurch die Ernte vollständig vernichtet haben¹⁾.Auf *Geranium*.6. *Sphaerotheca fugax* Penz. et Sacc., auf *Geranium silvaticum* in Italien.Auf *Draba*.7. *Sphaerotheca Drabae* Fueh., auf *Draba hirta* in Norwegen.Auf *Apargia* u. *Erigeron*.8. *Sphaerotheca detonsa* Kickx., auf *Apargia* und *Erigeron* in Belgien.

Phyllactinia.

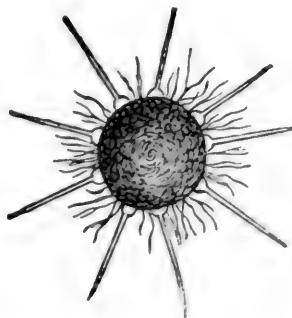


Fig. 52.

Auf verschiedenen Holzpflanzen.

Perithecium von *Phyllactinia suffulta*, von oben gesehen, darunter seine Mycelfäden. Im Umfange des Peritheciums entspringen die nadelförmigen, am Grunde blasenförmig verdickten Anhängsel. Schwach vergrößert.

III. Phyllactinia Lév.

Perithezien mit mehreren, zweisporigen Schläuchen. Anhängsel unverzweigt, nadelförmig gerade, am Grunde verdickt (Fig. 52). Conidien einzeln.

Phyllactinia suffulta (Rabenh.), (*Phyllactinia guttata* Lév., *Erysiphe guttata* Link), nur auf Holzpflanzen, aber in verschiedenen Familien, nämlich auf den Blättern des Birnbaums, Weißdorns, von *Lonicera Xylosteum*, der Esche, der gemeinen und der grauen Erle, Birke, Eiche, Buche, Hainbuche, Hasel, Hippophaë, Cornus, Celastrus etc.

IV. Uncinula Lév.

Uncinula.

Perithezien mit mehreren, zwei- bis achtsporigen Schläuchen. Anhängsel aus dem oberen Teile des Peritheriums entspringend, an der

¹⁾ Vergl. Schweinitz, Synopsis of North American Fungi, pag. 270. — Cooke, The Erysiphe of the United States, Journ. of Botany 1872 No. 1. — Berkelen und Curtis in Grevillea IV., pag. 158.

Spitze hakenförmig oder rankenförmig eingerollt, dabei unverzweigt oder einmal gabelig geteilt (Fig. 53). Conidien fettenförmig.

1. *Uncinula Bivonae* Lév., mit zweisporigen Schläuchen, auf den Blättern von *Ulmus campestris*. Auf Ulmus.

2. *Uncinula macrospora* Peck, auf *Ulmus americana* und *alata* in Nordamerika.

3. *Uncinula Salicis* Wallr. (*Uncinula adunca* Lév.), mit viersporigen Schläuchen auf den Blättern der Weiden- und Pappelarten und der Birken. Auf Weiden und Pappeln.

4. *Uncinula Prunastri* DC. (*Uncinula Wallrothii* Lév.), mit sechs- oder viersporigen Schläuchen, auf den Blättern des Schwarzdorns. Auf Schwarzdorn.

5. *Uncinula Aceris* DC. (*Uncinula bicornis* Lév., *Erysiphe bicornis* Link), mit achtsporigen Schläuchen, auf den Blättern der Ahorne, vorzüglich auf *Acer campestre*, hier besonders die jungen Blätter und Triebe oft verderbend. Auf Acer campestre.

6. *Uncinula Tulasnei* Fuckel, auf *Acer platanoides* von der vorigen durch die kugelförmigen Conidien, die dort wie gewöhnlich ellipsoidisch sind, unterschieden. Auf Acer platanoides.

7. *Uncinula spiralis* Berk. et Curt. (*Uncinula americana* How.), mit sechs- oder viersporigen Schläuchen, in Nordamerika auf den Blättern der dort einheimischen Reben, *Vitis Labrusca* und *Vitis cordifolia*. Der Pilz erscheint erst auf den älteren Blättern, macht daher unbedeutenden Schaden, soll zwar auch auf die Stämme der reifen Beeren übergehen, aber ohne diesen schädlich zu werden¹⁾. Ob der Pilz mit dem europäischen *Oidium Tuckeri* (S. 265) identisch ist, bedarf noch der Entscheidung. Farlow²⁾ bezeichnet die Meinung, daß *Oidium Tuckeri* in Amerika vorkomme, als nicht sicher erwiesen und hält eine Verwechselung mit der dort häufigen *Uncinula* für möglich, von deren *Oidium*-Form er sogar bemerkt, daß sie sich von dem *Oidium Tuckeri* vielleicht gar nicht unterscheide. Auf amerikanischen Reben.

8. *Uncinula subfusca* Berk. et Curt. (*Uncinula Ampelopsidis* Peck), ist in Nordamerika auf den Blättern von *Ampelopsis quinquefolia* gefunden worden. Auf Ampelopsis.

9. *Uncinula Clintoni* Peck, auf den Blättern der *Tilia americana* in Nordamerika. Auf Tilia.

10. *Uncinula geniculata* Ger., auf den Blättern von *Morus rubra* in Nordamerika. Auf Morus.

11. *Uncinula circinata* Coat. et Peck, auf *Acer saccharinum*, *spicatum* und *rubrum* in Nordamerika, durch unverzweigte Anhängsel ausgezeichnet. Auf Acer in Amerika.

12. *Uncinula flexuosa* Peck, auf den Blättern von *Aesculus Hippocastanum* in Nordamerika. Auf Aesculus.

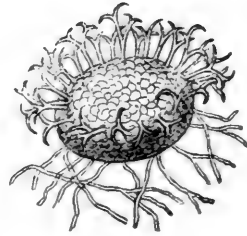


Fig. 53.

Perithecia von *Uncinula bicornis* Lév., unten auf Myceliumfäden sitzend; um den Scheitel die Anhängsel. Schwach vergrößert.

¹⁾ Refer. in Just, botan. Jahresber. für 1876, pag. 139.

²⁾ Vergl. F. v. Thümen, Pilze des Weinstockes. Wien 1878, pag 184 u. 12.

V. *Pleochaeta* Sacc. et Speg.

Pleochaeta. Peritheecien mit zahlreichen, borstenförmigen, an der Spitze geraden Anhängseln und mit zweisporigen Schläuchen.

Auf *Celtis*. *Pleochaeta Curtisii* Sacc. et Speg. (*Uncinula polychaeta* Berk. et Curt.), auf *Celtis occidentalis* in Nordamerika.

VI. *Microsphaera* Lév. (*Calocladia* Lév.)

Microsphaera. Peritheecien mit mehreren, vier- bis achtsporigen Schläuchen, Anhängsel aus dem mittleren Teile der Peritheecien entspringend, an ihrer Spitze wiederholt in regelmäßige, kurze Dichotomien geteilt (Fig. 54). Conidien fettenförmig.

Auf *Rhamnus*.

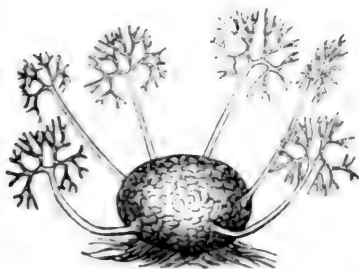


Fig. 54.

Perithecium von *Microsphaera Grossulariae* Lév. mit den an der Spitze wiederholt dichotomen Anhängseln. Schwach vergrößert.

Auf *Alnus* etc.

1. *Microsphaera divaricata* Wallr., (*Calocladia divaricata* Lév., *Erysiphe divaricata* Link.). Peritheecien mit viersporigen Schläuchen; die Stützfäden 5 Mal so lang als das Perithecium, die letzten Zweige derselben an der Spitze verdickt und gekrümmt. Auf den Blättern von *Rhamnus frangula* und *cathartica*, oft schon an den jungen Trieben und diese rasch vernichtend, auch auf den Früchten.

2. *Microsphaera Alni* DC. (*Microsphaera Hedwigii*, *penicillata*, *Friesii* Lév., *Erysiphe penicillata* Link.), wie die vorige, aber die Schläuche 4- bis 8-sporig, und die Anhängsel nur wenig länger als das Perithecium. Auf den

Blättern von *Alnus glutinosa*, *Betula alba* und *pubescens*, *Rhamnus cathartica* und *Viburnum Opulus* und *Lantana*; in Nordamerika, auch auf *Syringa vulgaris*, *Juglans*, *Carya*, *Corylus*, *Platanus* und *Ulmus*.

3. *Microsphaera Ehrenbergii* Lév., auf *Lonicera tatarica*; Anhängsel ungefähr so lang als das Perithecium.

Auf *Lonicera tatarica*.

4. *Microsphaera Evonymi* DC. (*Microsphaera comata* Lév., *Erysiphe comata* Link.). Peritheecien mit acht viersporigen Schläuchen; Anhängsel sehr lang, haarförmig. Auf den Blättern von *Evonymus europaeus*.

Auf *Evonymus*.

5. *Microsphaera Grossulariae* Lév. Anhängsel der Peritheecien mehrmals dichotom verzweigt, mit geraden, fadenförmigen, zweizähligen letzten Zweigen; Schläuche 4—5-sporig. Auf den Blättern der Stachelbeeren.

Auf Stachelbeeren.

6. *Microsphaera Astragali* DC. (*Microsphaera holosericea* Lév., *Erysiphe holosericea* Link.). Anhängsel einmal dichotom geteilt, mit fadenförmigen, geraden letzten Zweigen, nicht gezähnt. Auf den Blättern von *Astragalus glycyphyllos* und *virgatus*.

Auf *Astragalus*.

7. *Microsphaera Berberidis* DC. (*Calocladia Berberidis* Lév.). Anhängsel dreimal dichotom geteilt, mit fadenförmigen, geraden letzten Zweigen, nicht gezähnt. Auf den Blättern der Berberitze. *Oidium Berberidis* Thüm. ist wohl ein Conidienzustand dieses Pilzes.

Auf *Berberis*.

8. *Microsphaera Lonicerae* DC. (*Microsphaera Dubyi* Lév.), Auf *Lonicera*. Anhängsel 3 bis 4 mal dichotom geteilt; Schläuche 4- bis 5 sporig wie bei den vorigen Arten. Auf den Blättern der *Lonicera*-Arten.
9. *Microsphaera Lycii* Lasch, Anhängsel 2 bis 3 mal dichotom geteilt, mit verdünnten Endästen. Schläuche 2 sporig. Auf *Lycium barbarum* und *ruthenicum*. Auf *Lycium*.
10. *Microsphaera abbreviata* Peck, auf den Blättern von *Quercus bicolor* in Nordamerika. Auf *Quercus bicolor*.
11. *Microsphaera quercina* (Schw.) Burill, auf *Quercus alba*, *coccinea*, *rubra* etc. in Nordamerika. Auf *Quercus alba* etc.
12. *Microsphaera Platani* Howe auf *Platanus occidentalis* in Nordamerika. Auf *Platanus*.
13. *Microsphaera Vaccinii* Cook. et Peck, auf den Blättern von *Vaccinium vacillans*. Auf *Vaccinium*.
14. *Microsphaera ferruginea* Erikss., auf der unteren Blattseite von *Verbena hybrida* einen rostroten Überzug bildend, in Schweden. Auf *Verbena*.
15. *Microsphaera Symphoricarpi* Howe, auf *Symphoricarpus racemosus* in Nordamerika. Auf *Symphoricarpus*.
16. *Microsphaera Menispermii* Howe, auf *Menispermum canadense* in Nordamerika. Auf *Menispermum*.

VII. Erysiphe Lév.

Perithezien mit mehreren, zwei- bis achtsporigen Schläuchen; Erysiphe.
Anhängsel meist unverzweigt, flossig geschlängelt (Fig. 51 B). Conidien fettenförmig.

1. *Erysiphe Cichoracearum* DC. (*Erysiphe lamprocarpa* Link). Schläuche meist zweisporig, Anhängsel braun gefärbt. Die Haustorien sind nicht gelappt. Ein auf den Blättern und Stengeln krautartiger Pflanzen zahlreicher Familien verbreiteter Mehltau, nämlich 1. auf Compositen und zwar *Lappa*, *Cirsium*, *Centaurea*, *Sonchus*, *Prenanthes*, *Taraxacum*, *Cichorium*, *Intybus*, *Hieracium*, *Scorzonera hispanica*, *Xanthium*, 2. auf Plantagineen, nämlich *Plantago major*, 3. auf Scrofulariaceen, und zwar auf *Verbascum*, 4. auf Boragineen, nämlich *Symphytum*. Dieser Parasit bringt an seinen Nährpflanzen außer den gewöhnlichen Symptomen bisweilen auch Hypertrophien hervor; so fand ich an einem Blütenstand von *Plantago major* Anfang von Verbänderung und an den untersten Deckblättern Phyllodie. Auf Compositen, Plantagineen, Scrofulariaceen, Boragineen.
2. *Erysiphe Galeopsidis* DC. (*Erysiphe lamprocarpa* Link), von der vorigen Art durch die gelappten Haustorien unterschieden. Die Sporen reifen erst Ende des Winters. Auf Labiaten, besonders *Galeopsis*, *Stachys*, *Lamium*, *Lycopus* etc. Auch hier werden bisweilen Hypertrophien an der Nährpflanze erzeugt; ich fand an einem Stengel von *Galeopsis pubescens* starke geschlängelte Krümmungen, Verdickung und Verbänderung und zugleich eine Anhäufung kleiner Adventivsprosse an den verdickten Stengelteilen. Auf Labiaten.
3. *Erysiphe communis* Wallr. Schläuche mit 4 und mehr Sporen, Anhängsel braun gefärbt, zwei oder drei Mal länger als das Perithecium. Die Haustorien sind gelappt. Bis jetzt auf folgenden Pflanzen gefunden: 1. auf Papilionaceen, und zwar auf *Ononis*, *Lathyrus*, 2. Ranun-

culaceen, nämlich auf Clematis, Thalictrum, Ranunculus-Arten, Delphinium Ajacis, Aquilegia, Caltha, 3. Geraniaceen, und zwar Geranium pratense, 4. Onagraceen, nämlich Circaea, 5. Erythriaceen, nämlich Lythrum Salicaria, 6. Polygonaceen, nämlich Rumex Acetosella und Polygonum aviculare, 7. Dipsaceen, und zwar auf Knautia und Dipsacus sylvestris, 8. Valerianaceen, nämlich Valeriana officinalis, 9. Convolvulaceen, nämlich Convolvulus arvensis.

Auf Cornus.

4. Erysiphe tortilis Wallr., Schläuche vier- bis sechssporig. Anhängsel braun gefärbt, zehn und mehrmal länger als das Perithecium. Auf den Blättern von Cornus sanguinea.

Auf Artemisia
u. Tanacetum.

5. Erysiphe Linkii Lév. Durch die farblosen Anhängsel und zweisporige Schläuche unterschieden, auf den Blättern von Artemisia vulgaris und Absinthium und Tanacetum vulgare.

Auf Weizen und
andern
Gramineen.

6. Erysiphe graminis Lév. Perithezien in dem dick polsterförmigen Mycelium halb eingesenkt, mit farblosen Anhängseln; Schläuche vier- oder achtporig. Der Conidienzustand ist das alte Oidium monilioides Link. Auf den Blättern verschiedener Gramineen, sowohl Getreidearten als Gräsern, z. B. häufig auf Dactylis. Von den Getreidearten wird besonders der Weizen oft befallen. Auch in England und in Nordamerika soll der Weizenmehltau oft sehr schädlich auftreten¹⁾.

Auf verschiedenen
Pflanzenfamilien

7. Erysiphe Martii Lév. Wie die vorige, aber die Perithezien auf dünnem Mycelium sitzend, nicht eingesenkt. Dieser Mehltau ist verbreitet auf folgenden Familien: 1. Papilionaceen und zwar auf Rotklee (oft große Striche in den Kleeäckern weiß färbend, indem er die Pflanzen ganz überzieht), Infarnatklee, Trifolium medium, filiforme etc., auf Melilotus, Medicago, Orobus, Vicia, Lupinus, auch auf Acacia Lophantha beobachtet. 2. Hypericaceen, nämlich Hypericum, 3. Urticaceen, nämlich Urtica dioica, 4. Spiräaceen, nämlich Spiraea ulmaria, 5. Cruciferen, nämlich auf Hesperis, Capsella und Brassica-Arten, 6. Rubiaceen, und zwar auf Galium-Arten, 7. Convolvulaceen, nämlich auf Calystegia sepium.

Auf Umbelliferen.

8. Erysiphe Umbelliferarum de By. Dieser mit der vorigen Art früher vereinigte Pilz, welcher sich durch genau walzenförmige, nicht ellipsoidische Conidien unterscheidet, kommt auf verschiedenen Umbelliferen vor, besonders Anthriscus, Pastinaca, Heracleum, Peucedanum, Angelica, Pimpinella, Falcaria.

Auf Euphorbia.

9. Erysiphe gigantasca Sorok. et Thüm., auf Euphorbia platyphyllos und Esula in Kasan.

Auf Alnus.

10. Erysiphe vernalis Karst., auf Ästchen von Alnus incana in Finnland.

Auf Weinstock.

11. Erysiphe necator Schw. ist schon von Schweinitz²⁾ auf den Trauben von Vitis labrusca in den Weinbergen Pennsylvaniens gefunden worden. Er soll die Trauben zerstören.

12. Erysiphe vitigera Cooke et Mass., ist auf den Blättern von Vitis vinifera bei Melbourne in Australien sehr schädigend beobachtet worden. Von dem Oidium Fuckeri (s. unten) dürften dieser und der vorige Pilz

¹⁾ Vergl. Just, bot. Jahresber. für 1877, pag. 98 u. 101, und 1883, I, pag. 368.

²⁾ l. c. pag. 270. — Vergl. auch F. v. Thümen, Pilze des Weinstockes, pag. 11.

verschieden sein, da die Conidien davon abweichend zu sein scheinen und bisher bei jenem noch keine Perithezien gefunden worden sind.

13. *Erysiphe Liriodendri Schw.*, auf *Liriodendron tulipifera* in Nordamerika. Auf *Liriodendron*.

VIII. *Erysiphella* Peck.

Den Perithezien fehlen die Anhängsel.

Erysiphella.

Erysiphella aggregata Peck., auf den weiblichen Nüsschen von *Alnus serrulata* in Nordamerika. Auf *Alnus*.

IX. *Saccardia* Cooke.

Perithezien mit mehreren achtsporigen Schläuchen; die Sporen sind mehrzellig. *Saccardia*.

1. *Saccardia quercina* Cooke, auf den Blättern von *Quercus virens* in Nordamerika. Auf *Quercus* in Amerika.

2. *Saccardia Martini* Ell., auf den Blättern von *Quercus laurifolia* in Nordamerika.

X. *Oidium*-Formen.

Außer den aufgezählten Mehltaufrankheiten giebt es noch einige *Oidium*-Formen, bei denen bis jetzt der Parasit nur im conidienbildenden Zustand (*Oidium*-Form) gefunden worden ist, die Perithezien unbekannt sind. Bis zum Bekanntwerden der letzteren bleibt es unentschieden, ob die folgenden Pilze zu einer der aufgezählten Erysipheen gehören oder besondere Arten sind.

1. *Oidium Tuckeri* Berk., der Pilz der Traubenkrankheit. Der Mehltau des Weinstockes wurde zuerst 1845 in England von einem Gärtner in Margate, Namens Tucker, entdeckt. Berkeley erkannte 1847, daß es ein Pilz ist. Im Jahre 1848 bemerkte man die Traubenkrankheit in Frankreich zuerst bei Versailles. In den nächsten Jahren verbreitete sie sich weiter und 1851 kannte man sie so ziemlich in allen weinbauenden Ländern Europas: ganz Frankreich, die Schweiz und Deutschland waren infiziert und besonders fürchtbar hauste sie im gesamten Mittelmeergebiete, in Italien, Kleinasien, Syrien, Algier, und 1852 erschien sie auch auf Madeira. Vielfach zeigte sich der Pilz zuerst in den Treibereien und danach auch im Freien. Es ist aber kaum zu bezweifeln, daß die Krankheit stellenweise schon weit früher aufgetreten, aber nicht allgemeiner beachtet worden ist; so in gewissen Gegenden Frankreichs und auf Madeira¹⁾. In der neueren Zeit scheint der Pilz mehr zurückgetreten zu sein, während die *Peronospora viticola* (S. 71) mehr die Aufmerksamkeit auf sich zog; indessen ist er neuerdings mehrfach in London und im Elsaß bemerkt worden²⁾. Bald nach der Blüte des Weinstockes erscheinen zuerst auf den jüngeren Blättern die sehr dünnen, spinnwebartigen, weißen Mehltauüberzüge, welche sich rasch vergrößern und auf die Zweige und älteren Blätter übergehen. An diesen

¹⁾ Vergl. die Angaben bei Gallier, *Phytopathologie*, pag. 296—297.

²⁾ Jahresber. d. Sonderausg. f. Pflanzenschutz in Jahrb. d. deutsch. Landw. Ges. 1893, pag. 433.

Zeilen ist oft keine besonders schädliche Wirkung des Pilzes zu bemerken. Wenn dagegen das *Oidium* auf die jungen Beeren übergeht, so verderben dieselben, meist noch ehe sie die Größe von Erbsen erreicht haben. Es bilden sich auf derselben zuerst braune Flecken, welche späterhin zusammenfließen und das Absterben der Epidermis anzeigen. Letztere vermag dann nicht mehr durch Wachstum der Ausdehnung des Beerenfleisches zu folgen und berstet; es bilden sich anfangs feine, dann weit klaffende Risse, was Absterben und Fäulnis der Beere zur Folge hat. Nur die Samenterne bekommen trotzdem anscheinend normale Ausbildung. Beeren, die einseitig vom Parasiten befallen sind, können auch nur einseitig erkranken und verderben und dadurch unregelmäßige Form annehmen. Überall, wo die Traubenkrankheit untersucht wurde¹⁾, zeigte sich immer derselbe Pilz: ein nur auf der lebenden Epidermis wachsendes, durch die oben (S. 251) beschriebenen, lappig geteilten Haustorien auf ihr befestigtes Mycelium, mit Conidienträgern, deren jeder meist eine einzige, eiförmige Spore absetzt (Fig. 55). Die Verbreitung des Pilzes auf der Pflanze erfolgt nicht nur

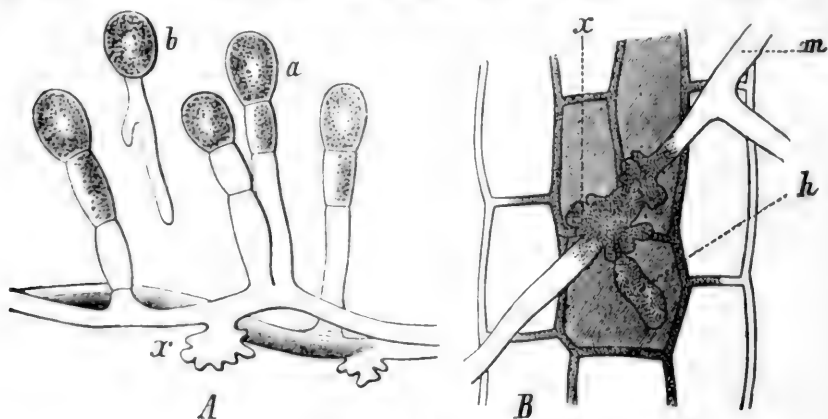


Fig. 55.

Der Pilz der Traubenkrankheit (*Oidium Tuckeri* Berk.) A Conidienträger, die aus dem Mycelium entspringen und eine einzige Conidie a an ihrer Spitze absetzen. x die Haustorien. b eine keimende Conidie. 400fach vergrößert. Nach Schacht. B Ein Stück abgezogene Epidermis einer befallenen Weinbeere. m ein Myceliumsfaden, in der Mitte ein gelapptes Haustorium x bildend, aus welchem ein Saugröhrchen h in die Epidermiszelle eingedrungen ist. Rings um die Stelle ist die Epidermis gebräunt. Vergrößerung ebenso. Nach de Bary.

durch das wachsende Mycelium, sondern vorzugsweise auch durch die abgelösten und an andre Punkte geworfenen Conidien, welche hier sogleich wieder keimen und das Mycelium erzeugen. Da bei diesem Pilze keine Perithezien bekannt sind, so überwintern hier vielleicht Mycelteile oder die Conidien auf der Rinde der Reben. Es kommt, besonders in den Ländern südlich der Alpen und westlich des Rheins, auch noch eine andre Fruchtform im Niehtau des Weinstockes vor, die schon anfänglich für eine fremdartige Pilzbildung betrachtet und *Ampelomyces quisqualis* Ces. oder *Cicinobolus*

¹⁾ Vergl. v. Mohl, Bot. Zeitg. 1852, pag. 9; 1853, pag. 588; 1854, pag. 137.

florentinus *Ehrb.* genannt wurde. Später haben Tulasne und v. Mohl sie für eine Fruchtform der Mehltaupilze, für die Pykniden derselben gehalten, die man auch noch an andern Arten von Mehltaupilzen auffand. De Bary (l. c.) hat aber einen fremdartigen, in den Erysiphen schmarogenden Pilz erkannt und ihn *Cicinnobolus Cesatii* *de By.* genannt. Sein Mycelium wächst in den Mycel- und Fruchthyphen der Erysiphe (Fig. 56) und bildet seine Pyknidenkapsel innerhalb einer sich ausweitenden Conidie, diese vollständig erfüllend. Aus der reifen Pyknide werden die im Innern gebildeten zahlreichen, kleinen Sporen an der Spitze in rankenförmigen Massen ausgestoßen (Fig. 56 r). Auch in jungen Peritheciën von Erysiphe können sich die parasitischen Pykniden bilden. De Bary konnte diesen Parasit des Trauben-*Didiums* auch durch Ausfaat der Sporen auf den Mehltau von *Galeopsis* etc. züchten. Ein *Cicinnobolus* ist auch neuerdings auf *Sphaerotheca Castagnei* des Hopfens beobachtet worden¹⁾. Was seinen Einfluß auf das *Didium* anlangt, so ist zwar unleugbar, daß er dasselbe an der Fructifikation hindert und bei reichlicher Entwicklung fast ganz vernichten kann²⁾, doch möchte es nicht geraten sein, gar zu sanguinische Hoffnungen auf seine Nützlichkeit zu bauen.

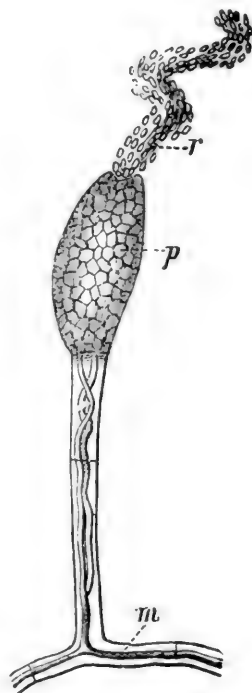


Fig. 56.

Cicinnobolus Cesatii
de By. Der Parasit im
Traubenpilze. m sein
Mycelium. p Pyk-
nidenfrucht. r aus-
gestoßene Sporen. Nach
de Bary.

Nach den Peritheciën des Traubenpilzes muß noch geforscht werden. Ob sie auf andern Nährspezies als *Vitis vinifera* sich entwickeln, und welches ihr Vaterland ist, oder ob sie nur unter gewissen Bedingungen auf dem Weinstocke entstehen und unter welchen, sind Fragen, welche die Zukunft beantworten muß. Fockel³⁾ rechnete dieses *Didium* mit zu *Sphaerotheca Castagnei*. De Bary (l. c.) hat aber gezeigt, daß vor allem die Verschiedenheit des Haustoriums dagegen spricht, in welchem der Traubenpilz eher der auf sehr verschiedenen Pflanzen vorkommenden Erysiphe communis, sowie der *Uncinula adunca* auf Pappeln ähnelt.

Von den äußeren Einflüssen welche die Traubenkrankheit begünstigen, und von den Gegenmitteln ist oben (S. 256) schon die Rede gewesen.

Hinzuzufügen ist, daß gewisse Rebsorten für die Krankheit empfänglicher zu sein scheinen. Als solche werden besonders Malvasier und Muscateller, dagegen Traminer und Rieslinge als widerstandsfähiger bezeichnet. Ubrigens ist nachgewiesen, daß der Pilz nicht bloß unsern Weinstock befallt, sondern bei uns auch amerikanische Arten, nämlich *Vitis aestivalis*, *Vitis*

¹⁾ Vergl. Fautrey, *Revue mycolog.* 1890, pag. 73 u. 176.

²⁾ Vergl. auch Schulzer von Müggenburg, *Oster. botan. Zeitschr.* 1875, pag. 298, und F. v. Thümen, l. c., pag. 179.

³⁾ *Symbolae mycolog.*, pag. 79.

- riparia und Vitis candicans¹⁾. Man vergleiche übrigens das über das amerikanische *Oidium* bei *Uncinula spiralis* (S. 261) Gesagte.
- Auf Laurus. 2. *Oidium Passerinii*, auf Laurus lusitanica in Frankreich und Italien.
- Auf Viola. 3. *Oidium Violae Pass.*, auf kultivierter Viola tricolor in Italien.
- Auf Abielmoschus u. Hibiscus. 4. *Oidium Abielmoschi Thüm.*, auf Abielmoschus moschatus und Hibiscus esculentus.
- Auf Erdbeeren. 5. *Oidium Fragariae Harz.*, auf Ananaserdbeeren in Münchener Treibhäusern.
- Auf Himbeeren. 6. *Oidium Ruborum Rabenh.* Auf den Blättern der in den Gärten kultivierten Himbeersträucher²⁾.
- Auf Apfelbaum. 7. *Oidium farinosum Cooke*, auf den Blättern des Apfelbaumes, nach Thümen³⁾ in Krain, Siebenbürgen, bis ins nördliche Frankreich und England verbreitet. Es fragt sich ob der Pilz mit *Podosphaera Oxyacanthae* oder *Sphaerotheca Castagnei* identisch ist.
- Auf Mespilus. 8. *Oidium mespilinum Thüm.*, auf Mespilus germanica in Sizilien.
- Auf Cydonia. 9. *Oidium Cydoniae Pass.*, auf Blättern von Cydonia vulgaris in Italien.
- Auf Colutea. 10. *Oidium Coluteae Thüm.*, auf Colutea arborescens in Görz.
- Auf Erica. 11. *Oidium ericinum Eriks.*, auf den als Topfpflanzen kultivierten Erica gracilis etc. in Schweden.
- Auf Verbena. 12. *Oidium Verbenae Thüm.* auf Verbena in Görz.
- Auf Jasminum. 13. *Oidium pactolinum Cooke*, auf Jasminum Sambac in Gewächshäusern in England.
- Auf Tabak. 14. *Oidium Tabaci Thüm.*, auf den Blättern des Tabaks in Portugal und in Italien.
- Auf Salvia. 15. *Oidium Verbenacae Pass.*, auf Salvia Verbenaca in Italien.
- Auf Hyssopus. 16. *Oidium Hyssopi Eriks.*, auf Hyssopus officinalis in Schweden.
- Auf Solanum. 17. *Oidium lycopersicum Cooke et Mass.*, auf Blättern und Stengeln von Solanum lycopersicum in England.
- Auf Chrysanthemum. 18. *Oidium Chrysanthemi Rabenh.*, wurde von Rabenhorst⁴⁾ auf den Winter-Chrysanthemums einer Dresdner Handelsgärtnerei (wohl Chrysanthemum indicum oder sinense?) im Herbst gefunden, wo fast alle Individuen sowohl auf den Blütenknospen, welche verdarben, als auch auf den Blättern befallen waren. Auch in Schweden wurde der Pilz auf dieser Pflanze von Eriksson beobachtet. — Einen ähnlichen Mehltau fand H. Braun⁵⁾ auf den Cinerarien im Berliner botanischen Garten. Einen andern beobachtete ich im Leipziger Garten auf Hardenbergia.
- Auf Valerianella. 19. *Oidium Valerianellae Fockel*, auf Valerianella carinata.

¹⁾ Vergl. F. v. Thümen, l. c., pag. 3.

²⁾ Von Rabenhorst (Fungi europaei Nr. 2473), auch von Fockel (Symb. mycol., pag. 86) beobachtet.

³⁾ Österr. landw. Wochenbl., Wien 1888, pag. 126 und: Aus dem Laboratorium der k. k. chem. physiol. Versuchstation zu Klosterneuburg, Nr. 14.

⁴⁾ Hedwigia I. 1853, Nr. 5.

⁵⁾ Pflanzenkrankheiten durch Pilze, pag. 174.

Zwölftes Kapitel.

Perisporieae.

In dieser Familie sind sowohl Pilze von saprophyter Lebensweise (die Haupt-Schimmelpilzgattungen *Penicillium* und *Aspergillus* gehören hierher), als auch solche von parasitärer Natur vereinigt. Die letzteren, mit denen wir es hier allein zu thun haben, sind durch gewisse übereinstimmende Merkmale charakterisiert, welche sich vorzüglich auf die Krankheits-Symptome beziehen, unter welchen sie an ihren Nährpflanzen auftreten. Sie sind wie die Erysipheen vorwiegend epiphyte Parasiten, welche sich also nur oder hauptsächlich auf der Oberfläche der Pflanzenteile, meist auf Blättern und Stengelorganen, ausbreiten. Sie besitzen ein kräftig entwickeltes, dauerhaftes, meist gebräuntes Mycelium und erscheinen daher wie dunkle, ziemlich schwarze Überzüge auf der Pflanze, die man generell Rußtau zu nennen pflegt. Die mit diesem Namen bezeichneten Krankheitserscheinungen der Pflanzen können also von sehr verschiedenartigen Pilzen veranlaßt sein, da es, wie das Folgende zeigen wird, zahlreiche solche Perisporieen giebt, welche auf den verschiedensten Pflanzen vorkommen. Das Mycelium dieser Pilze zeigt oft eine reichliche Conidienbildung, indem auf seitlichen Zweigen der Myceliumfäden ebenfalls braun gefärbte, leicht keimende Conidien abgeschnürt werden; je nach ihrer verschiedenen Form hat man früher diese Conidienbildungen, die bisweilen als die einzige Fruktifikationsform auf dem Mycelium gefunden werden, mit verschiedenen Pilznamen belegt, die wir bei den einzelnen Gattungen mit anführen. Die Myceliumfäden selbst haben häufig die Neigung, in sporenartige Zellen zu zerfallen, die ebenfalls selbständig keimen können, die also nach dem gegenwärtigen Sprachgebrauch als Gemmen oder Chlamydosporen zu bezeichnen sind; besonders häufig kommt es vor, daß Myceliumfäden in kurze, sich abrundende Gliederzellen sich teilen und also perlschnurförmige Ketten brauner Chlamydosporen darstellen, eine früher allgemein unter dem Namen *Torula* beschriebene Form; nicht minder häufig bilden sich aus solchen Gliederzellen durch noch weiter gehende Zellteilungen Zellkomplexe von unregelmäßiger Form und verschiedener Größe, deren Teilzellen ebenfalls keimfähig sind. Die Peritheccien, d. i. die die Sporenschläuche erzeugenden Früchte, entwickeln sich auf dem rußtauartigen Mycelium, also ebenfalls oberflächlich, kommen jedoch sehr oft nicht zur Perfektion, wodurch dann eine genaue Bestimmung des Pilzes verhindert wird; es sind kleine, einzeln stehende, runde oder flache, ebenfalls dunkelgefärbte Kapseln ohne Mündung; doch kommt bei manchen eine sehr unscheinbare

Perisporieae.
Rußtau.

Mündung vor, wodurch dieser Pilz schon den Übergang zu den Pyrenomyces machen. Was den Einfluß dieser Pilze auf die Pflanze anlangt, so ist derselbe im allgemeinen viel gutartiger als er sonst bei eigentlichen Parasiten zu sein pflegt. Man ist überhaupt zu der Ansicht berechtigt, daß diese Pilze, wenigstens diejenigen, welche streng nur auf der Oberfläche der Pflanzenteile leben und nicht ins Innere derselben eindringen, sich auch nur von Substanzen ernähren, die an der Oberfläche der Pflanzenteile sich ansammeln, namentlich von Ausscheidungen der Blattläuse zc., also nicht zu den echten Parasiten zu rechnen sind, obwohl sie allerdings durch ihre starke Anhäufung auf der Pflanze sekundäre Störungen veranlassen können.

I. Capnodium.

Capnodium.

In diese Gattung gehören die Pilze, welche am häufigsten den Rußtau veranlassen. Sie ist charakterisiert durch die Gestalt der Perithezien; diese sind vertikal verlängert, cylindrisch bis keulenförmig, nicht selten sogar verzweigt und öffnen sich am Scheitel, indem sie daselbst meist lappig zerreißen (Fig. 59); sie enthalten mehrere verkehrt eiförmige, achtsporige Asci; die Sporen sind vier- bis mehrzellig, oft mit Quer- und Längswänden, gelb oder gelbbraun. Das Mycelium bildet eine gleichmäßig zusammenhängende, dünne, leicht von den Blättern abhebbare, schwarzbraune Kruste und trägt gewöhnlich verschiedeneartige Formen von Chlamydosporen und Conidien, nicht selten auch Conidienfrüchte (Pykniden) und Spermogonien. Dagegen treten die Perithezien verhältnismäßig selten auf. Daher sind möglicherweise in der erstgenannten gemeinsten Spezies verschiedene Arten vereinigt; anderseits ist es fraglich, ob von den andern Spezies, welche man unterschieden hat und bei denen vielfach die Perithezien noch unbekannt sind, nicht auch die meisten zu der erstgenannten Art zu rechnen sind. Trotz dieser vollständigen Unsicherheit in der Abgrenzung der Arten zählen wir hier die bisher aufgestellten Spezies mit ihren Nährpflanzen auf.

Rußtau des Hopfens.

1. *Capnodium salicinum* Mont. (*Fumago salicina* Tul.) Zu dieser Spezies gehört besonders der Rußtau des Hopfens, auch schwarzer Brand am Hopfen genannt, ferner der Rußtau vieler einheimischer Holzpflanzen, namentlich der Alnen, Pappeln, Weiden, Birken, Eichen, Linden, Pflaumen, Apfelbäume zc.

Das Mycelium dieses Pilzes ist streng epiphyt, bildet meist eine dünne, schwarze oder schwarzbraune, zusammenhängende Kruste, die sich mit Leichtigkeit von der Epidermis abheben läßt, und dringt auch nicht einmal mit Haustorien, wie die Mehltaupilze, in die Epidermiszellen ein. Anfangs besteht es aus farblosen, durch Querscheidewände ziemlich kurz gegliederten und reichlich verzweigten Fäden, die gewöhnlich zu einer lückenlosen, parenchymatösen

Schicht aneinander geschlossen sind (Fig. 57 A). Die äußeren Membranschichten dieser Zellen sind oft gallertartig aufgequollen, dadurch einigermaßen mit einander verklebt und wohl auch der Epidermis besser anhaftend. Auf dieser farblosen Schicht treten alsbald verschiedene weitere Bildungen des Myceliums auf, deren Zellen von dunkler Farbe sind und die Schwärzung bedingen. Diese Zellen sind von größerem Durchmesser und haben ziemlich dicke, mehr oder wenig dunkelbraun gefärbte Membranen. Sie treten an vielen Stellen als Sprossungen

aus der farblosen parenchymatösen Schicht hervor. Entweder werden sie zu langgestreckten, gleichförmigen, septierten Fäden, die unter Verzweigung und oft auch unter gegenseitigen

Anastomosen in gerader oder geschwängelter Richtung auf der Unterlage umherwachsen und diesen Charakter beibehalten. Bisweilen treten diese Fäden zu Strängen von bandförmiger Gestalt zusammen, ja sie können sich stellenweise sogar zu kleinen parenchymatischen Zellflächen vereinigen. Ferner treten verschiedenartige Bildungen auf, die man als Gemmen oder Chlamidosporen bezeichnen

muß, weil sie sich leicht von der Unterlage ablösen und den Charakter von Fortpflanzungsorganen haben. Dieses sind erstens die früher als *Torula* bezeichneten Bildungen. Sie entstehen, indem die Gliederzellen der Fäden durch nachträgliche Teilung mittels Querscheiden zu ungefähr isodiametrischen Zellen werden, welche bauchig anschwellen; dadurch werden die Fäden torulös, d. h. perlschnurförmig gegliedert, und die Gliederzellen lösen sich leicht von einander. Jede kann durch eine nochmalige Querscheid zweifächerig werden (Fig. 57 A, t). Diese *Torula* entsteht sowohl durch Umwandlung schon gebräunter Fäden, als auch unmittelbar aus farblosen und zarteren Fäden, indem erst mit oder nach der Anschwellung der Zellen die Bräunung

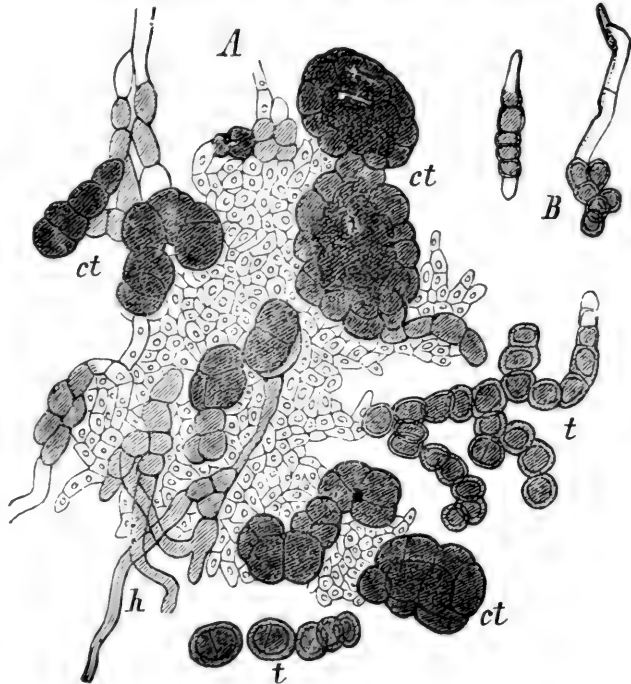


Fig. 57.

Mycelium des Rostpilzes von der Oberfläche eines Eichenblattes. A Auf der farblosen parenchymatösen Schicht, die in der Zeichnung nur zum Teil ausgeführt ist, sieht man die verschiedenen andern Bestandteile des Myceliums und zwar braungefärbte Fäden (h) und die verschiedenen Formen von Gemmen, nämlich die Ketten von *Torula* (t) und die Zellkörper von *Coniothecium* (ct). 300fach vergrößert. B Gemmen, in eine Zuckerlösung ausgefät und nach zwei Tagen gekeimt, mit farblosen Keimfäden.

der Membranen eintritt. Überhaupt sind hinsichtlich der Stärke der Fäden und der Bräunung der Membranen alle Übergänge vorhanden. Zweitens tritt Gemmenbildung in derjenigen Form ein, welche die Mykologen als *Coniothecium* bezeichnet haben: ein oder mehrere beisammenstehende Gliederzellen schwellen an und teilen sich wiederholt durch Scheidewände, die in verschiedenen Richtungen des Raumes stehen, so daß unregelmäßige, verschieden große Zellenkomplexe entstehen (Fig. 58 A, c t), welche dem Mycelium aufsitzen, bisweilen noch deutlich mit dem Faden, der sie erzeugte, in Verbindung sind, und wegen der tiefen Bräunung der Membranen schwarz und völlig undurchsichtig werden. Zwischen *Coniothecium* und *Torula* besteht nach dem Gesagten ebenfalls keine feste Grenze. Beide Formen von

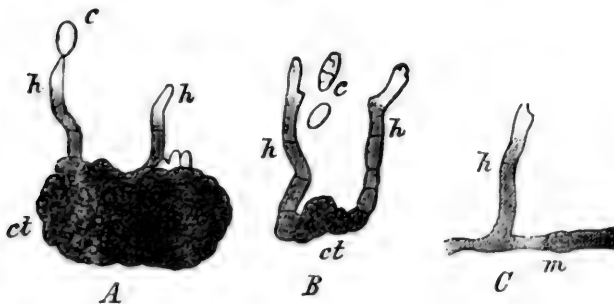


Fig. 58.

Conidienträger (Cladosporium) des Rußtaupilzes, Fruchthyphen h, auf denen die Conidien c abgeschnürt werden, bei A auf einem *Coniothecium*-Körper, ct, bei B auf kleineren, mehr *Torula*-artigen Gemmen ct, bei C aus einem Myceliumfaden m entspringend. 300fach vergrößert.

dem Mycelium ihren Ursprung nehmen. Das sind 1. Conidienträger (Fig. 58), häufig von der Form des *Cladosporium*, d. h. einfache, kurze, bisweilen jedoch auch längere, durch einige Querscheidewände septierte, oft etwas knickig verbogene, vertikal auf dem Mycelium aufgerichtete, braune Fäden, die auf der helleren Spitze zuerst an der Scheitel, dann auch an einer oder einigen seitlichen, äußerst kleinen Vorsprüngen eine elliptische, anfangs einzellige, später oft zweizellige und sich bräunende Conidie, wohl auch mehrere dergleichen kettenförmig verbunden abschnüren, die sehr leicht von dem Träger abfallen. Sie hießen bei den älteren Mykologen *Cladosporium Fumago* Link. Dieselben entspringen entweder unmittelbar aus einer einfachen braunen Mycelhypho oder aus den *Coniothecium*-Körpern, sowohl aus sehr kleinen, wie aus großen, schwarzen Knollen oder Polstern, deren Oberfläche bisweilen wie bespitzt mit Conidienträgern erscheint (Fig. 58 A). 2. Eine Reihe anderer Conidienträgerformen hat Zopf¹⁾ bei Kultur des Pilzes auf Fruchtsäften, jedoch auch spontan auf Pflanzen eines Palmenhauses beobachtet, und teilweise sind sie auch früher schon spontan gefunden worden (vergl. unten Rußtau des Kaffeebaumes). Zunächst einfache Fruchthyphen, welche Zweige bilden, die sich dem Hauptfaden anlegen; nach oben wird das Fadenbüschel

¹⁾ Die Conidienfrüchte von *Fumago*. Halle 1878, pag. 11.

²⁾ l. c. pag. 15 ff.

kurzzellig und schnürt an der Spitze und seitlich, meistens nur einseitig kleine ellipsoidische Conidien ab, eingehüllt in Gallert, die durch Vergallertung der äußeren Membranteile der Zweige und Conidien entsteht. Oder Bündel solcher Conidenträger, indem mehrere Stämme vereinigt sind zu einem Stiel, der oben das Köpfchen der Sporen trägt, die ganz ebenso gebildet werden. Endlich Conidienfrüchte, identisch mit den von Tulasne *Spermogonien* genannten Organen; sie entstehen aus den Bündeln von Conidenträgern, indem die peripherischen Hyphenzweige des Köpfchens sich verlängern zu Hyphen, welche das Köpfchen überwallen und um dasselbe eine bauchige Hülle bilden, die auf ihrer Innenseite ebenfalls Conidien abschnürt und nach oben in einen dünnen, von einem Kanal durchsetzten Hals ausläuft, der eine gefranzte Mündung hat; aus letzterer werden die in Gallert gehüllten Conidien entleert (Fig. 59 cf); diese stimmen genau, auch in ihrer Keimfähigkeit, mit den Conidien der vorerwähnten Früchte überein. Diese flaschenförmigen, im Innern sporenbildenden Früchte sind also eine Art Conidienfrüchte und verdienen nicht die Bezeichnung *Spermogonien*.

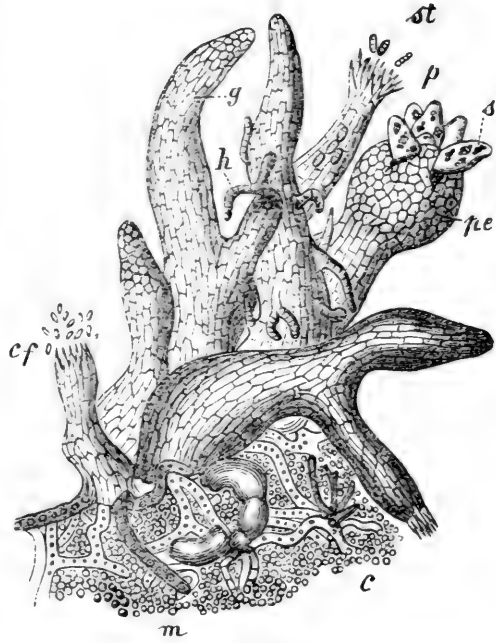


Fig. 59.

Verschiedene Früchte des Rusttaupilzes.

m Mycelium mit Conidenträgern bei *c* (wie in Fig. 58). Auf dem Mycelium stehen Conidienfrüchte (*cf*), Perithecien (*g*, bei *st* die Sporen ausstoßend) und Perithecien *pe* (*s* die durch Druck absichtlich hervorgequetschten Sporenschläuche mit den mehrzelligen Sporen. Nach Tulasne.

3. Pykniden, d. i. ebenfalls geschlossene, mit einer halbförmigen Mündung versehene flaschenförmige Früchte, in welchen längliche, durch mehrere Querswände gefächerte, dunkelgefärbte Sporen gebildet werden (Fig. 59 *g* u. *st*). 4. Die ähnlich gestalteten, oben beschriebenen Perithecien (Fig. 59 *pe*). Auch aus den Sporen aller dieser Früchte kann wieder Rustau hervorgehen.

Dieser Pilz siedelt sich, wie andre Rusttaupilze, wenn sie Laubhölzer befallen, meist auf der oberen Seite der Blätter an und kann sich wegen des centrifugalen Wachstums endlich über die ganze Blattfläche ausbreiten und greift dann auch mehr oder weniger auf die untere Blattseite über. Er zeigt sich bei uns im Freien gewöhnlich erst im Sommer und erreicht gegen den Herbst hin seine höchste Entwicklung. Er ist in allen Gegenden und Lagen verbreitet, doch wird er unverkennbar durch geschädigte, der Sonne mehr entzogene und feuchtere Lagen, sowie durch regnerische Witterung begünstigt. Man hat den Rustau mit den Blattläusen in Beziehung gebracht, da er sich am leichtesten an den Stellen ansiedelt, welche mit den von diesen

Dieren abgesonderten Zuckerssekreten bespritzt sind. Meyen¹⁾ ist geradezu der Ansicht, daß der Rußtau nur eine Folge des durch die Blattläuse verursachten Honigtaues sei, und Zopf (l. c.) hat neuerdings dasselbe noch bestimmter behauptet. Ohne Zweifel bieten die mit Honigtau überzogenen Stellen dem Pilze eine günstige Unterlage und Nahrung, da er ja auch künstlich auf Zuckersäften gut ernährt werden kann. Immerhin können dieselben nicht als die eigentliche Ursache, sondern nur als eine fördernde Gelegenheit betrachtet werden. Wie ich schon in der ersten Auflage des Buches S. 572 gezeigt habe, bewohnt dieser Rußtaupilz ständig die Oberfläche der Zweige der Holzpflanzen und wächst alljährlich auf die jüngeren Zweige über, ohne immer auf die Blätter überzugehen und ohne daß Honigtau zugegen wäre. Schon an den diesjährigen Zweiglein der laubwechselnden Gehölze findet man, besonders wenn ihre Blätter Rußtau haben, die Rinde oft mehr oder minder reichlich mit dem Pilze bedeckt, und er läßt sich bis auf ältere Zweige verfolgen; ja er überzieht auch solche Zweige, die gar keinen Rußtau auf den Blättern haben, und ist eigentlich ein überall verbreiteter Pilz, d. r auf den dunklen Ästen und Baumstämmen nur wenig sich bemerkbar macht. Auf der rauheren toten Rinde alter Äste und der Baumstämme ist in geschützten, schattigen, feuchten Tagen fast keine Stelle zu finden, wo der Pilz nicht wäre; und gerade an solchen Orten zeigt sich auch der Rußtau häufig auf den Blättern. Auf den Zweigen findet man ihn gewöhnlich in der Myceliumform mit meist sehr reichlicher Gemmenbildung: die braunen Fäden, die bisweilen auch zu Strängen und Zellflächen verschmelzen, wachsen nicht bloß oberflächlich, sondern dringen auch mit Vorliebe in alle Risse und Lücken des Periderms und unter die sich abschülfernden Korkzellen; die Gemmenbildung zeigt sowohl die *Torula*- als ganz besonders häufig die *Coniothecium*-Form. Häufig wachsen hier in Gesellschaft dieser Pilze auch grüne Zellen von Algen (*Pleurococcus*) oder Flechtengonidien. Ebenso kann von den rußtaubedeckten Blättern des Hopfens der Pilz auf den Stengel und auf die Hopfenstangen gelangen, von letzteren also auch wieder auf die nächsten Kulturen übergehen. Von den Baumzweigen gelangen die Gemmen sowie die Sporen wieder leicht auf das neue Laub, wobei die Niederschläge unzweifelhaft eine bedeutende Rolle spielen. Das fast ausschließliche Auftreten des Rußtaues auf der Oberseite der Blätter erklärt sich zum Teil daraus. Auch entsteht er an den Blättern gewöhnlich zuerst an denjenigen Stellen, die am leichtesten benetzt und auf denen Tau und Regenwasser am längsten festgehalten werden, nämlich in den Vertiefungen, welche die Blattrippen an der Blattoberfläche bilden, sowie an der Spitze des Blattes und der Blattzähne. Allerdings begünstigen die durch Honigtau flebrigen Stellen der Blattoberflächen die Ansiedelung des Pilzes in hohem Grade. Auch die natürliche Rauigkeit der Blätter leistet ihr Vorschub, wie bei den Blättern des Hopfens und der Ulmen. Der Ursprung des blattbewohnenden Rußtaues von den über dem Laube befindlichen Zweigen und Ästen verrät sich auch darin, daß in demselben oft etwas von jenen grünen Algenzellen vorhanden ist, wie ich es z. B. auf Laub von Einden, die als Unterholz im Walde standen, und sogar auf Kohlrüben, welches unter Weiden wuchs, gefunden habe. Auch ist bemerkenswert, daß Rußtau fast immer nur unter Bäumen auftritt. Ebenso

¹⁾ Pflanzenpathologie, pag. 188.

ist der Übergang des Pilzes von den Blättern der Gehölze auf allerlei unter ihnen befindliche niedrige Pflanzen evident. In den Glashäusern lebt der Pilz ständig auf den immergrünen Blättern und hier wird seine Verbreitung außer durch den Honigtau der Blatt- und Schildläuse vorzugsweise durch das Besprengen der Pflanzen bewirkt.

Einen augenfällig schädlichen Einfluß auf die Gesundheit der Pflanze bringt der Pilz nicht hervor. Mit Rußtau ganz bedeckte Blätter können sehr lange ihre frische, gesunde Beschaffenheit behalten; hebt man den Überzug ab, so sieht man darunter das Blatt rein grün. Wie aus der vorangehenden Beschreibung ersichtlich, besitzt ja auch der Pilz keine eigentlichen parasitären Angriffsmittel. Und nachdem Meyen¹⁾ schon die Meinung ausgesprochen, daß dieser Pilz kein eigentlicher Schmarotzer sei, sondern sich aus den Zuckersäften des Honigtaues ernähre, und auch von Fleischmann²⁾ bezüglich des Hopfenrußtaues dasselbe behauptet worden ist, hat Zopf³⁾ durch die Kultur des Pilzes auf Fruchtstäben die Fähigkeit desselben, auch bei nicht parasitischer Ernährung sich zu entwickeln, erwiesen. Das Vorkommen auf abgestorbenen Teilen des Periderms und der Rinde u. s. w. sowie der Umstand, daß der Pilz keine Auswahl trifft in den Pflanzen, die er befällt, steht damit im Einklange. Auch wo kein Honigtau vorhanden ist, könnte der auf den Blättern sich sammelnde Staub, Exkremente und andre Abfälle von allerlei Tieren dem Pilze ähnliche Nahrungstoffe bieten. Andererseits herrscht aber Übereinstimmung darüber, daß die Decke von Rußtau dem Blatte das Licht entzieht und es dadurch in seiner Assimilation schwächt. Das endliche Kränkeln solcher Blätter, die sehr lange Zeit von Rußtau bedeckt sind, wie beim Hopfen, wo derselbe oft schon im Juli erscheint, sind vielleicht hiermit in Zusammenhang zu bringen, wie es denn auch nicht bezweifelt werden darf, daß aus eben diesem Grunde der Rußtau eine Beeinträchtigung der Gesamtproduktion der Pflanze zur Folge haben kann.

Daß sich zur Verhütung des Rußtaues sehr wenig thun läßt, ergibt sich aus der Allverbreitung des Pilzes und aus der Leichtigkeit, mit der er auf die Blätter übergeht. Besprühen mit Kalkwasser hat sich als unwirksam erwiesen. Vernichtung des rußtaubedeckten abgefallenen Laubes, beim Hopfen der ganzen Ranken, Verwendung neuer, reiner Hopfenstangen, möglichste Beseitigung der Blattläuse, Auswahl freier, der Luft und der Sonne ausgesetzter Lagen, öfteres Absprühen der Pflanzen zur Entfernung der Unreinigkeiten auf den Blättern möchten die einzigen in unsrer Hand liegenden Maßregeln sein.

2. *Capnodium Tiliae* Sacc. (*Fumago Tiliae* Fuckel.) Vom Rußtau auf der Rinde will Fuckel⁴⁾ im Winter auf den abgefallenen Ästchen die Perithezien gefunden haben; dieselben sollten 16-sporige Asci besitzen. Auf den Blättern der Rinde wächst der Rußtau in der Mycelium- und Gemmenform (*Capnodium Persoonii* Berk. et Desm. und *Coniothecium Tiliae* Lasch); auch fand ich bei diesem mehrmals zugleich eine eigentümliche Conidienform: auf kurzen, gegliederten, braunen Hyphen eine vielzellige, braune

Auf Linden.

¹⁾ l. c. pag. 187.

²⁾ Landwirtsch. Versuchstationen 1867, Nr. 5.

³⁾ l. c. pag. 13.

⁴⁾ Symb. mycolog., pag. 143.

Spore von der regelmäßigen Form eines dreistrahligen Sternes, übereinstimmend mit dem *Tripodosporium elegans Corda*, welches Corda auf Birkenespänen fand.

Auf Gewächshauspflanzen.

3. *Capnodium Footii Berk et Desm.*, auf Blättern verschiedener immergrüner Gewächshauspflanzen, soll durch borstenförmige Gestalt der Perithecieen unterschieden sein¹⁾.

Auf *Taxus*.

4. *Capnodium Taxi Sacc. et Roum.*, auf der Unterseite der Blätter von *Taxus* in Frankreich, ebenfalls mit stabförmigen Perithecieen.

Verschiedene andre Formen.

Von Saccardo²⁾ werden verschiedene Arten aufgezählt, von denen allen aber die Perithecieen unbekannt sind, nämlich *Capnodium Araucariae Thüm.* auf *Araucaria excelsa*, *Capnodium elongatum Berk. et Desm.*, auf *Persica*, *Smilax*, *Liriodendron*, *Pinus etc.*, *Capnodium Lonicerae Fockel* auf *Lonicera Xylosteum*, *Capnodium quercinum Berk. et Desm.*, auf den Blättern von *Quercus*-Arten, *Capnodium Persoonii Berk. et Desm.*, auf Blättern von *Corylus*, *Capnodium Nerii Rabenh.*, auf Blättern und Zweigen von *Nerium Oleander*, *Capnodium Armeniacae Thüm.*, auf Aprikosenblättern.

Daß die einzelnen Pflanzen im allgemeinen nicht besondere Arten von Rußtaupilzen besitzen, geht daraus hervor, daß ein Übergang des Rußtaues auf darunterstehende Pflanzen oft beobachtet worden ist, außer den oben erwähnten Fällen, von Meyen ein solcher vom Schneeball auf Buchsbaum, von mir von Linden auf Heidelbeeren, von Rütern und Hopfen zugleich auf *Uhorn*, *Ampelopsis*, *Aesculus*, *Cornus* und *Bryonia*.

II. *Meliola Fr.*

Meliola.

Die Perithecieen sind kugelig, ohne Mündung, und stehen auf einem strahlig sich ausbreitenden Mycelium. Die Sporen sind mehrzellig, farblos oder braun. Diese Rußtaupilze kommen in zahlreichen Arten meist auf den Blättern von Holzpflanzen der wärmeren Länder vor³⁾. Die Unterscheidung der Arten ist auch hier sehr unsicher und die Gattung selbst ist in dem von Saccardo angenommenen Umfange, in welchem wir sie hier auführen, noch zweifelhaft, so lange eine kritische Untersuchung dieser Pilze, besonders bezüglich ihrer Perithecieen, fehlt.

Rußtau der Drangenbäume.

1. *Meliola Citri Sacc.* (*Fumago Citri Pers.*, *Capnodium Citri Berk. et Desm.*, *Apiosporium Citri Briosi et Passer.*), Rußtau der Drangenbäume, befällt in Italien, wo der Pilz wie überhaupt in Südeuropa seit Anfang dieses Jahrhunderts bekannt ist, alle Drangenarten (*Citrus limonum*, *aurantium*, *deliciosa* und *biguaria*), die Blätter mit einem aschgrauen, später schwärzlichen Überzug bedeckend, daher bei Palermo Aschenkrankheit (*mal di cenere*) genannt⁴⁾. Nach Farlow⁵⁾ sollen auch in Kalifornien

¹⁾ Journ. horticult. Soc. London T. IV. pag. 254.

²⁾ Sylloge fungorum. I. Patavii 1882, pag. 75.

³⁾ Vergl. Saccardo, Sylloge Fungorum, I. pag. 60 und IX. pag. 413.

⁴⁾ Vergl. Züst, botan. Jahresber. 1877, pag. 147, und Hedwigia, 1878, pag. 14.

⁵⁾ Züst, botan. Jahresber. 1876, pag. 177.

die Orangen- und Olivenbäume vom Rußtau befallen worden sein, was die Fruchtbildung der Bäume vereitelt haben soll. In Begleitung dieses Pilzes treten auch Pykniden auf, die man als *Chaetophoma Citri* Sacc. bezeichnet hat.

2. *Meliola Penzigi* Sacc. (*Capnodium Citri* Penzig), ebenfalls auf Blättern von Citrus in Italien, und in Begleitung von Pykniden (*Chaetophoma Penzigi* Sacc.) Auf Citrus.

3. *Meliola Camelliae* Sacc. (*Fumago Camelliae* Catton.), auf Blättern und Zweigen von Camellia japonica und Citrus in Italien¹⁾. Auf Camellia.

4. *Meliola Mori* Sacc. (*Fumago Mori* Catton.), auf Ästchen und Knospen der Maulbeerbäume in Italien. Auf Morus.

5. *Meliola Niessleana* Winter, auf den Blättern von Rhododendron chamaecistus in den Alpen. Auf Rhododendron chamaecistus.

6. *Meliola zig-zag* B. et C., auf den Blättern von Cinnamomum zeylanicum auf Ceylon und Rußa. Auf Cinnamomum.

III. Dimerosporium Fuckel.

Die Perithezien sind kugelig, ohne Mündung, und enthalten mehrere rundliche oder länglchrunde, achtsporige Asci mit zweizelligen Sporen. Das kräftig entwickelte, gleichmäßig weit ausgebreitete Mycelium trägt oft Conidien. Diese Pilze bewohnen lebende oder auch abgestorbene Pflanzenteile. Dimerosporium.

1. *Dimerosporium pulchrum* Sacc. (*Apiosporium pulchrum* Sacc.), auf Ligustrum vulgare, Cornus sanguinea, Carpinus Betulus und Lonicera Xylosteum in Italien und in der Schweiz. Das Mycelium überzieht oft die ganzen Blätter dicht und trägt schwarzbraune Conidien, die durch Quer- und Längswände vielzellig, brombeerenförmig werden, und hellgelbbraune Perithezien. Auf Ligustrum, Cornus etc.

2. *Dimerosporium oreophilum* Speg., auf den Ästchen von Rhododendron ferrugineum in den Alpen. Auf Rhododendron.

3. *Dimerosporium maculosum* Sacc., auf den Blättern von Rhododendron Chamaecistus in den Alpen.

Zahlreiche exotische Arten sind bekannt aus den wärmeren Ländern der alten und neuen Welt²⁾.

IV. Asterina Lév.

Die Perithezien sind sehr flach gewölbt oder ganz flach gedrückt und haben einen gefransten Rand, dessen Zellen strahlig angeordnet sind; sie haben keine eigentliche Mündung, aber am Scheitel eine lockere Struktur und zerreißen vom Centrum aus nach der Peripherie. Die Asci sind fast kugelig und enthalten 8 ein-, zwei- oder mehrzellige braune oder farblose Sporen. Die Perithezien sitzen auf einem oberflächlich kriechenden, braunschwarzen Mycelium. Von diesen Pilzen kommen manche auf lebenden, manche auf abgestorbenen Pflanzenteilen vor. Asterina.

¹⁾ Penzig, Note micologiche, seconda contribuzione allo studio dei funghi agrumicoli. Venedig 1884.

²⁾ Vergl. Saccardo, Sylloge Fungorum I., pag. 51, und IX., pag. 401.

- Auf Rhamnus. 1. *Asterina rhamnicola* (*Rabenh.*) (*Capnodium rhamnicolum* *Rabenh.*), auf der Oberseite der Blätter von Rhamnus Frangula.
- Auf Silene. 2. *Asterina Silenes* *Sacc.*, auf den Wurzelblättern von *Silene nutans* bei Brünn.
- Auf Prunus. 3. *Asterula Beijerinckii* *Vuill.*, auf den Blättern von Prunus-Arten in Frankreich; mit einzelligen, farblosen Sporen; zusammen mit einem Pyknidienzustand (*Phyllosticta Beijerinckii* *Vuill.*), nach Guillemin¹⁾.
- Auf Veronica. 4. *Asterina Veronicae* (*Lib.*) (*Sphaeria abjeta* *Wallr.*, *Asteroma Veronicae* *Desm.*, *Dimerosporium abjectum* *Fuckel*, *Meliola abjecta* *Schröt.*), auf den Blättern von *Veronica officinalis*: besonders auf der oberen Blattseite anfangs runde, später zusammenfließende schwarze Flecke bildend.
- Auf Scabiosa. 5. *Asterina Scabiosae* *Rich.*, auf den Stengeln von *Scabiosa Columbaria* bei Paris.
- Auf tropischen Pflanzen. 6. Eine sehr große Anzahl *Asterina*-Arten ist auf den Blättern immergrüner Pflanzen sowie auch krautartiger Gewächse in den warmen Ländern der alten und neuen Welt bekannt²⁾. Von Rußpflanzen bewohnenden ist zu nennen: *Asterina pseudocuticulosa* *Winter*³⁾, auf den Blättern des Kaffeebaumes auf der Insel S. Thomé.

V. Thielavia Zopf.

Thielavia.

Die Perithezien sind kugelig, ohne Mündung, und enthalten zahlreiche eiförmige Asci mit je 8 einzelligen, braunen, gurkenförmigen Sporen.

Auf Senecio- und Papilionaceen-Wurzeln.

Thielavia basicola *Zopf*, auf den Wurzeln von *Senecio elegans* von Zopf⁴⁾ im botanischen Garten zu Berlin beobachtet. Braune, septierte Myceliumfäden treten anfangs in den äußersten Zellenreihen der Wurzelrinde auf, später dringen sie bis ins Centrum der Wurzel vor. Auf dem Mycelium bilden sich zweierlei Arten Conidien: erstens mehrzellige, zuletzt in kurze, braune Gliederzellen zerfallende Sporen (früher unter dem Namen *Torula basicola* *Berk.*, später als *Helminthosporium fragile* *Sorok.* beschrieben); zweitens zarte, farblose, kurz cylindrische Conidien, welche in einem am Grunde etwas angeschwollenen Fadenzweige endogen entstehen, der sich an der Spitze öffnet und die Conidie ausschlüpfen läßt. Außerdem stehen auf dem Mycelium die glänzend schwarzen Perithezien. Die Wurzeln erscheinen durch den Pilz wie mit braunem oder schwarzem Pulver überzogen. Die befallenen Pflanzen sollen zu Grunde gegangen sein. Neuerdings hat Zopf⁵⁾ denselben Pilz unter den nämlichen Krankheitserscheinungen auch auf den Wurzeln mehrerer Papilionaceen, besonders auf der gelben Lupine und andern Lupinenarten, auf *Pisum sativum*, *Trigonella coerulea* und *Onobrychis Crista galli* beobachtet und bezeichnet jetzt die Krankheit als Wurzelbräune der Lupinen.

¹⁾ Journ. Botan. 1888, pag. 255.

²⁾ Vergl. Saccardo, Sylloge Fungorum I., pag. 39 und IX., pag. 380.

³⁾ Hedwigia 1886, pag. 35.

⁴⁾ Verhandl. d. bot. Ver. d. Prov. Brandenburg 1876, pag. 101.

⁵⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I. 1891, pag. 72.

VI. Apiosporium.

Die Perithezien sind äußerst klein, punktförmig, bald kugelig, bald flach, ohne Mündung, mit einem einzigen acht- bis vielsporigen Ascus. Die Sporen sind einzellig, farblos. Aus dieser Gattung sind viele Arten beschrieben worden, die aber meist nur im Zustande des schwarze Überzüge bildenden Myceliums und conidien- oder chlamydosporen-bildend vorkommen. Manche der beschriebenen Arten finden sich nur auf alter Rinde oder Holz. Wir führen hier nur diejenigen an, welche auf der Rinde von Zweigen und auch auf den Blättern auftreten, also eigentlichen Rußtau darstellen; wahrscheinlich leben diese Pilze ständig auf der Rinde der Zweige und breiten sich gelegentlich auch auf den Blättern aus, wie wir es auch bei *Capnodium* schon gefunden haben. Die Perithezien, welche zu diesem Pilze gehören sollen, hat Fuckel beschrieben; er will sie auf den Zweigen, deren Blätter den Rußtau tragen, gefunden haben. Es bestehen aber Zweifel, ob es sich um echte Perithezien gehandelt hat. Die Speziesunterscheidung ist hier äußerst unsicher.

Apiosporium.

1. *Apiosporum pinophilum* Fuckel (*Torula pinophila* Chev., *Antennaria pinophila* Nees ab Es.), der Rußtau der Tanne, in dicken, schwarzen, krümeligen Krusten die ein- und wenigjährigen Zweige überziehend, meistens die Nadeln freilassend, in unsern Gebirgsgegenden überall verbreitet. Der Pilz wuchert zwischen der Haarbekleidung der Zweige, die Haare selbst umspinnend, sehr reichlich dunkelbraune, perlschnurförmige Ketten von Chlamydosporen bildend, auf die sich die oben angeführten Synonyme beziehen. Manche dieser Ketten nehmen die doppelte und dreifache Stärke an, oft sich wiederholt dichotom verzweigend, in absteigende, conisch zugespitzte Äste und dadurch geweihähnliche Form becoming. Außerdem bilden sich oft vielzellige Komplexe von Chlamydosporen (*Coniothecium*). Bisweilen geht der Pilz auf die Nadeln über und erscheint hier wie der gewöhnliche Rußtau der Laubhölzer. Ich sah ihn auch von der Tanne auf darunterstehende Blätter von Rotbuchen übergehen. In besonders dichten Tannenforsten bilden die Pilzpolster lange, dünne, pechschwarze Fäden, welche Zweige und Nadeln klumpig einspinnen, Thümen¹⁾ hat diesen Zustand *Racodium Therryanum* Thüm. genannt; er ist offenbar nur eine Entwicklungsform unsres Pilzes. Auch auf den Zweigen der Fichte kommt bisweilen ein ganz gleicher Rußtau vor, der wohl demselben Pilze angehört und hier auch in der Regel die Nadeln freiläßt. In der gleichen Weise findet man Rußtau auch manchmal auf unsrer *Calluna vulgaris*, desgleichen auf erotischen Ericaceen, wie *Erica arborea* und auf lapischen Erikaen. In den Glashäusern werden auch allerhand Koniferen bisweilen vom Rußtau befallen, der sich aber von dem überhaupt in den Glashäusern verbreiteten faun unterscheiden läßt und von dem es daher fraglich ist, ob er mit dem der Tanne spezifisch identisch ist.

Rußtau der Tanne.

¹⁾ Rußtau und Schwärze. Aus den Laboratorien d. k. k. chemisch. Versuchsstation zu Klosterneuburg. 1890, Nr. 13.

- Auf Eiche.** 2. *Apiosporium quercicolum* *Fuckel*, auf den Eichenblättern, vielleicht aber doch mit dem *Capnodium* identisch.
- Auf Populus tremula.** 3. *Apiosporium tremulicolum* *Fuckel*, auf den Zweigen und Blättern von *Populus tremula*.
- Auf Cornus.** 4. *Apiosporium Corni* *Walbr.*, auf den Blättern von *Cornus sanguinea*, vielleicht gleich dem vorigen Pilze auch nur zu *Capnodium* gehörig.
- Rußtau der Alpenrosen.** 5. *Apiosporium Rhododendri* *Fuckel*, der Rußtau der Alpenrosen, auf den Zweigen und auf der Unterseite der Blätter von *Rhododendron ferrugineum*, in den Alpen verbreitet, vorzüglich torulöse Ketten von Chlamydosporen bildend (*Torula Rhododendri* *Kze.*). Der Pilz scheint der Pflanze nicht schädlich zu sein.

VII. Lasiobotrys.

Lasiobotrys. Die kleinen Perithecieen sind zu mehreren oder vielen dicht zusammengedrängt auf dem Rande eines flach gewölbten schwarzen Stromas, welches mit zahlreichen, abstehenden, braunen Haaren besetzt ist. Die Asci sind cylindrisch, achtsporig, die Sporen länglichrund, einzellig, farblos.

Auf Lonicera. *Lasiobotrys Lonicerae* *Kze.* (*Dothidea Lasiobotrys* *Fr.*), auf den Blättern verschiedener *Lonicera*-Arten meist runde Gruppen von 1—4 mm Durchmesser bildend, die zerstreut auf der Oberseite des Blattes sitzen.

VIII. Perisporirenartige Pilze, welche bisher nur nach ihren Conidienformen bekannt und benannt sind.

Conidienformen von Perisporicen. Es sind endlich auch manche rußtauartige Pilze gefunden und beschrieben worden, von denen aber nur Conidienbildungen, keine Perithecieen bis jetzt bekannt sind, und welche daher von den Mykologen unter den Namen beschrieben worden sind, mit welchen solche unvollständige, nur Conidien bildende Pilze früher oder jetzt noch belegt worden sind. Bei manchen dieser Pilze handelt es sich nicht einmal um wirkliche Conidienformen, sondern um Myceliumbildungen, deren Fäden in rundliche Gliederzellen zerfallen, die sporenartig auskeimen können und daher nach dem neueren Sprachgebrauch als Chlamydosporen zu bezeichnen sind. Dies bezieht sich namentlich auf die unter dem Namen *Torula* und *Antennaria* beschriebenen Formen. Man vergleiche auch die oben unter *Apiosporium* und *Capnodium* erwähnten Conidien- und Chlamydosporenformen.

Auf Farnen. 1. *Antennaria semiovata* *Berk. et Br.*, auf Farnen, soll nach *Lulasne* von *Capnodium salicinum* nicht verschieden sein.

Auf Allium. 2. *Torula Allii* *Sacc.*, schwarze Überzüge auf mißfarbigen Flecken der Zwiebeln von *Allium Cepa* bildend.

Auf Quercus. 3. *Sporidesmium helicosporum* *Sacc.*, von *Saccardo*¹⁾ in Italien auf der Blattoberseite von *Quercus pedunculata* gefunden, bildet

¹⁾ Rabenhorst, *Fungi europaei*, No. 2272.

zur Herbstzeit einen Rußtau von tiefschwarzer, fein staubiger, daher fast abfärbender Beschaffenheit vorwiegend auf der Unterseite der Blätter. Das Mycelium besteht aus isolierten, feinen, farblosen oder bräunlichen, auf der Epidermis kriechenden Fäden, auf denen in Menge die Conidien abgeschnürt und angehäuft werden; diese sind aus stumpfer Basis spindelförmig, braun, mit zahlreichen Querswänden und nach oben in einen langen, rankenförmig gekrümmten, farblosen Faden verdünnt.

4. *Gyroceras Celtis* Mont., auf der Unterseite der Blätter von *Celtis australis* ebenfalls in Italien. Die frei auf der Oberfläche wachsenden Fäden des Myceliums tragen auf vielen kurzen Seitenzweiglein je eine sehr große, horn- oder sichelförmig gekrümmte, braunschwarze Spore, welche aus einer Reihe kurzer Gliederzellen besteht. Auf *Celtis*.

5. Auf den Zweigen von *Hippophaë rhamnoides* sah Schlechtendal¹⁾ auf *Hippophaë*. in großer Menge eine Torula, deren Auftreten mit einem fränkhaften Zustande des ganzen Strauches zusammenhing.

6. Der Rußtau der Pistacien, an der Unterseite der Blätter truppweise stehende, kleine, kugelige, tiefschwarze, harte Pykniden mit lanzettlich-linealischen, geraden, einzelligen, farblosen Sporen. Auf *Pistacia Lentiscus* bei Kephysos in Griechenland, nach F. v. Thümen²⁾. Rußtau der Pistacien.

7. *Torula Epilobii* Corda fand Schlechtendal (l. c.) auf den Blattflächen und Stengeln von *Epilobium montanum* so stark verbreitet, daß die Pflanzen am Blühen behindert wurden oder ganz abstarben. Auf *Epilobium*.

8. *Hirudinaria Oxyacanthae* Sacc. (*Torula Hippocrepis* Sacc., *Hippocrepidium Oxyacanthae* Sacc.), in Italien auf *Crataegus Oxyacantha*, dem unter Nr. 3 genannten Pilze ganz ähnlich, aber jede Spore besteht aus zwei solchen Sporidesmium-Körpern, die aber nur kurze, farblose Spitzen haben und am stumpfen Ende verbunden sind, und zwar so, daß sie mit einander einen oft spitzen Winkel bilden und daher schwalbenschwanz- oder hufeisenförmig erscheinen; sie entstehen, indem die Mutter- und Basalzelle der Sporen nach zwei Seiten auswächst³⁾. Auf *Crataegus*.

9. *Hirudinaria Mespili* Ces. (*Hippocrepidium Mespili* Sacc.) Auf *Mespilus*. Sporen denen der vorigen Art gleichend, auf *Mespilus germanica* in Italien.

10. *Antennaria cytisophila* Fr., auf Ästchen von *Cytisus incanus* in Frankreich. Auf *Cytisus*.

11. *Cycloconium oleaginum* Cast., auf der Oberseite der Blätter des Ölbaumes genau kreisrunde franke Flecke erzeugend, auf denen das sehr vergängliche schwarze epiphyte Mycelium wächst, welches eiförmige, zweizellige, 0,017—0,025 mm lange Sporen auf kurzen Trägern abschnürt. In Frankreich und Italien. Auf Ölbaum.

12. *Antennaria elaeophila* Mont., auf den Blättern und Zweigen des Ölbaumes tief schwarze, ausgebreitete, fruchtige Mycelien bildend, deren Fäden rosenkranzförmig sich gliedern. In Frankreich, Italien, Portugal.

13. *Gyroceras Plantaginis* Sacc. (*Torula Plantaginis* Corda, *Apiosporium Plantaginis* Fockel), besonders auf *Plantago media*, ausgezeichnet durch sein Vorkommen auf der Unterseite der Wurzelblätter, Auf *Plantago*.

¹⁾ Botan. Zeitg. 1852, pag. 618.

²⁾ Bot. Zeitg. 1871, pag. 27.

³⁾ Vergl. Flora 1876, pag. 206.

die an diesen Stellen sich allmählich gelb färben. Der Pilz stellt einen samtartig schwarzen Überzug dar und ist nur im torulabildenden Zustande bekannt.

Auf *Erythraea*.

14. *Apiosporium Centaurii* *Fuckel*. Diese Form, ebenfalls nur eine Torula, fand *Fuckel* auf allen grünen Theilen von *Erythraea Centaurium*.

Rußtau des
Kaffeebaums

15. *Syncladium Nietneri* *Rabenh.*¹⁾, der Rußtau des Kaffeebaumes auf Ceylon, stimmt nach der Beschreibung des Mycelz mit *Capnodium* und hinsichtlich der zu mehreren zusammengewachsenen, aufrechten Fruchthyphen, die an der Spitze Conidien abschnüren, mit den oben beschriebenen Conidienträgerbündeln von *Capnodium salicinum* überein. Auf *Coffea arabica* in unsern Glashäusern finde ich den Rußtau dem der andern Glashauspflanzen gleich; bis zur Bildung von Conidienträgerbündeln habe ich ihn hier nicht entwickelt gesehen.

Stole roga des
Kaffeebaums.

16. *Pellicularia Koleroga* *Cooke*. Dieser Pilz ist der Begleiter einer auf dem Kontinent von Ostindien aufgetretenen Kaffeekrankheit, welche dort „Stole roga“ (schwarzer Schimmel) genannt wird. Die Blätter werden auf der Unterseite in unregelmäßigen Flecken oder über die ganze Fläche mit weißlichgrauem Filz überzogen, der aus einem dichten Gewirr ästiger und septierter Myceliumfäden besteht und sich abziehen läßt. Dazwischen liegen kugelige, einzellige, farblose, stachelige Sporen ohne Spur einer Anheftung. Die systematische Stellung des Pilzes ist vorläufig unentschieden. Er scheint Verwandtschaft mit *Erysiphe* zu haben. *Cooke*²⁾, dem wir diese Mittheilungen verdanken, rät, da es sich um einen epiphyten Schmaroger handelt, das Schwefeln als Gegenmittel.

Auf *Vaccinium*
etc

17. *Antennaria arctica* *Rostr.*, auf den Zweigen von *Vaccinium uliginosum* und *Phyllodoce coerulea* in Grönland.

Rußtau der
Eriken.

18. *Stemphylium ericoctonon* *A. Br. et de By.*, der Rußtau oder die Bräune der Eriken, befällt im Winter die in den Gewächshäusern kultivierten Eriken, und zwar, wie es scheint, alle Arten derselben. Über diese Krankheit hat *de Bary*³⁾ folgendes mitgeteilt. Die Pflanzen werden weiß, die jungen Blätter bekommen gelbe oder rote Flecke oder werden ganz gelb, die älteren vertrocknen bald, nehmen schmutzigbraune Farbe an und fallen früh und leicht ab, worauf die Pflanzen gewöhnlich eingehen. Der Pilz ist dem bloßen Auge kaum bemerkbar. Das Mycelium besteht aus sehr feinen, verzweigten Fäden, welche anfangs farb- und scheidewandlos, später braungelb und mit spärlichen Scheidewänden versehen sind. Sie umspinnen die befallenen Teile, indem sie auf deren Oberfläche hintriefen, auch zwischen den Borsten der Blätter auf- und niedersteigen. An dem Mycelium kommen verschiedene Arten Conidien zur Entwicklung. In der Periode, wo die Fäden noch farblos sind, werden farblose, längliche, ein- oder zweizellige Conidien einzeln oder in Büscheln abgeschnürt auf der Spitze ganz kurzer oder etwas verlängerter, aufrecht abstehender Zweige der Fäden. Wenn das Mycelium braungelb geworden und massiger entwickelt ist, entsteht auf ganz kurzen, seitlichen Zweigen der Fäden je eine große, ovale, braune Spore, welche durch Quer- und Längscheidewände vielzellig

¹⁾ Hedwigia 1859, Nr. 3.

²⁾ Refer. in Just, botan. Jahresber. 1876, pag. 126.

³⁾ Bei H. Braun, Über einige neue oder weniger bekannte Pflanzenkrankheiten, in Verhandl. d. Ver. zur Beförd. d. Gartenb. in d. fgl. preuß. Staaten. 1853, pag. 178.

ist und sehr leicht sich ablöst; auf diese Form bezieht sich der Name des Pilzes. Alle diese Sporen keimen sehr leicht unter Bildung von Keimschläuchen, deren die vielzelligen Sporen aus mehreren ihrer Zellen je einen treiben können. Daß der Pilz die Ursache der Krankheit ist, geht daraus hervor, daß er auf allen kranken Teilen vorhanden ist und sein Auftreten bereits an den anscheinend noch gesunden Pflanzen beginnt. De Bary vermutet, daß er auf den älteren Teilen der Erken stets mehr oder weniger vegetiert und nur in manchen Jahren, besonders durch feuchte Atmosphäre begünstigt, überhand nimmt und dadurch verderblich wird. Man wird also durch möglichstes Trockenhalten der Pflanzen und durch Lüften der Häuser dem Pilze entgegen arbeiten können.

Dreizehntes Kapitel.

Pyrenomycetes.

Bei den Pyrenomyceten oder Kernpilzen sind die die Sporenschläuche erzeugenden Früchte ebenfalls Peritheecien, d. h. kleine rundliche oder flaschenförmige Kapseln, die aber auf ihrem Scheitel durch einen feinen Porus nach außen geöffnet sind, durch welchen die natürliche Ausstoßung der Sporen nach erlangter Reife erfolgt. Pyrenomycetes.

Die Pyrenomyceten machen eine der größten und mannigfaltigsten Abteilung der Pilze aus. Die dahin gehörenden Parasiten haben daher auch keinen einheitlichen pathologischen Charakter, sondern bringen die verschiedenartigsten Pflanzenkrankheiten hervor; viele Pyrenomyceten sind überhaupt nicht Parasiten.

Um die parasitischen Pyrenomyceten übersichtlich zu ordnen, muß die mykologische Einteilung dieser Pilze benutzt werden; ich lege hier diejenige Einteilung zu Grunde, welche ich jüngst in meinem Lehrbuche der Botanik¹⁾ aufgestellt habe und in der auch für die Nicht-Mykologen größtenteils leicht kontrollierbare Merkmale verwendet sind. Nun wird aber die Erkennung und Bestimmung der Pyrenomyceten vielfach durch den Umstand erschwert, daß die Peritheecien, auf welche die Einteilung begründet werden muß, bei vielen dieser Pilze gewöhnlich nicht zur Entwicklung kommen, bei manchen überhaupt gar nicht bekannt sind. Dafür treten diese Pilze in verschiedenartigen Conidienformen auf, von denen es überhaupt bei den Pyrenomyceten einen großen Reichtum giebt. Es liegt die Annahme nahe, daß bei diesen Pyrenomyceten die Fortpflanzung und Erhaltung der Spezies schon durch die Conidien so genügend bewirkt wird, daß die Entstehung von Peritheecien überflüssig geworden und diese Früchte hier aus dem Entwicklungs gange

¹⁾ Band II, pag. 140.

des Pilzes ganz verschwunden sind. Für die Abteilungen, in welche wir diese Pyrenomycceten stellen, sind daher nur die betreffenden Conidienformen maßgebend, in welchen sie in der Natur aufzutreten pflegen. Das Nähere wird aus dem Folgenden selbst ersichtlich sein.

A. Scleropyrenomyccetes.

Scleropyrenomyccetes.

Die Peritheccien sind kleine, rundliche, schwarze, ziemlich harte, zerstreut auf der Oberfläche des Myceliums oder des befallenen Pflanzenteiles frei stehende Kapseln, welche daher wie dunkle Wärrchen oder Pünktchen erscheinen. Auf dem Mycelium kommen außer den Peritheccien oft noch verschiedene Conidienformen vor.

I. Coleroa Fr.

Coleroa.

Blätterbewohnende Pilze, deren kugelige Peritheccien dunkelbraun oder schwarz, ziemlich dünnhäutig, aber dicht mit Borsten besetzt sind. Die Asci sind mit zarten Paraphysen (sterilen Fäden) gemischt und enthalten 8 zweizellige, blaß gefärbte Sporen. Die Peritheccien stehen auf den Blättern meist gruppenweise auf einem allmählich mehr und mehr krank und braun werdenden Fleck. Wir nehmen diese Gattung hier in dem von Winter¹⁾ aufgefaßten Sinne, während Saccardo die folgenden Arten in die Gattung *Venturia* (s. unten) stellte.

Auf *Rubus*.

1. *Coleroa Chaetomium* Kze. (*Dothidea Ch. Fr.*, *Stigmatea Ch. Fr.*, *Venturia Kunzii* Sacc.), auf der oberen Blattseite von *Rubus caesius* und *Idaeus*. Zu diesem Pilz soll nach Fuckel als Conidienform *Exosporium Rubi* Nees ab Es. gehören, welches auf den kranken Flecken ein wärrchenförmiges, plattgedrücktes, schwarzes Stroma bildet, auf welchem zahlreiche feulenförmige, quergefächerte, geringelte Conidien beisammen entstehen.

Auf *Alchemilla*.

2. *Coleroa Alchemillae* Grev. (*Asteroma Alchemillae* Grev. *Stigmatea Alchemillae* Fr.), auf der Oberseite der Blätter von *Alchemilla vulgaris*, die Peritheccien mehr oder weniger strahlig gruppiert.

Auf *Potentilla anserina*.

3. *Coleroa Potentillae* Fr. (*Dothidea Potentillae* Fr., *Stigmatea Potentillae* Fr.), auf der Oberseite der Blätter von *Potentilla anserina*, die Peritheccien in schwarze, den Blattnerven parallele Striche geordnet.

Auf *Potentilla cinerea*.

4. *Coleroa subtilis* Fuckel (*Stigmatea subtilis* Fuckel, *Venturia subtilis* Sacc.), auf Blättern von *Potentilla cinerea*, mehr rundliche, grau-fleckige Gruppen bildend.

Auf *Geranium*.

5. *Coleroa circinans* (Fr.) (*Stigmatea circinans* Fr., *Venturia circinans* Sacc.), *Venturia glomerata* Cooke auf der Oberseite der Blätter von *Geranium rotundifolium* und molle, meist in Gruppen den Hauptnerven entlang geordnet.

Auf *Petasites*.

6. *Coleroa Petasitidis* Fuckel (*Stigmatea Petasitidis* Fuckel, *Venturia Petasitidis* Sacc.), auf der oberen Blattfläche von *Petasites officinalis* unregelmäßige, purpurviolette Flecke bildend.

¹⁾ Rabenhorst's Kryptogamenflora. Die Pilze I. 2. Abt., pag. 198.

7. *Coleroa bryophila* *Fuckel* (*Stigmatea bryophila* *Fuckel*, *Venturia bryophila* *Sacc.*), auf den Blättern verschiedener Laub- und Lebermoose, die sich dadurch braun färben. Nach *Fuckel* sollen die Perithezien in der Jugend Spermarien erzeugen und die Asci erst nach dem Absterben des Moores entwickeln.

II. *Stigmatea* *Fr.*

Blätterbewohnende Pilze, deren sehr kleine, oberflächlich vorragende Perithezien halbkugelig, mit flacher Basis der Epidermis eingewachsen und kahl sind, meist Paraphysen und achtsporige Schläuche mit zweizelligen, farblosen oder blaßgefärbten Sporen besitzen. *Stigmatea.*

1. *Stigmatea Robertiani* *Fr.* (*Dothidea Robertiani* *Fr.*), auf *Auf Geranium*. der Oberseite der Blätter von *Geranium Robertianum*.

2. *Stigmatea Alni* *Fuckel*, an der Oberseite lebender Blätter von *Auf Alnus*. *Alnus glutinosa*, daselbst einen braunen Fleck erzeugend und nach *Fuckel*¹⁾ ein frühzeitiges Abfallen der Blätter veranlassend.

3. *Stigmatea Andromedae* *Rehm.*, an der Unterseite der Blätter *Auf Andromeda*. von *Andromeda polifolia*.

4. *Stigmatea Ranunculi* *Fr.*, auf bleichen Flecken der Blätter von *Auf Ranunculus*. *Ranunculus repens*.

5. *Stigmatea Juniperi* (*Desm.*) *Winter* (*Dothidea Juniperi* *Desm.*) *Auf Juniperus*. auf der Unterseite der Nadeln von *Juniperus communis*.

III. *Trichosphaeria* *Fuckel*.

Meist holzige Pflanzenteile bewohnende Pilze, deren kleine, kugelige, häutige bis hartholzige, behaarte oder borstige Perithezien gewöhnlich auf einem stark entwickelten flockigen Mycelgeflecht sitzen. Die Schläuche, welche mit reichlichen Paraphysen gemischt sind, enthalten 8 ein- oder zweizellige, eiförmige oder längliche Sporen. Die meisten Arten sind Saprophyten; parasitisch hat man folgende Art beobachtet. *Trichosphaeria.*

Trichosphaeria parasitica *R. Hart.*, auf der Tanne, auch auf *Auf Tannen und Fichte und Hemlockstanne*. Nach *R. Hartig*²⁾ perenniert das farblose Mycelium des Pilzes auf der Unterseite der Zweige und wächst von dort aus auf die Unterseite der Tannennadeln, welche deshalb an dem Zweige festgesponnen werden und trotz ihres Absterbens an demselben hängen bleiben. Mit der Entwicklung der neuen Triebe wächst das Mycelium auch auf diese und tötet die jungen, noch nicht völlig ausgebildeten Nadeln. Auf der Unterseite der Nadeln bildet das Mycelium allmählich sich bräunende, dicke Polster, welche durch Verwachsung zahlreicher Mycelfäden entstehen; letztere entenden auch feine Haustorien in die Außenwand der Epidermiszellen; später dringen auch Mycelfäden ins Innere des Blattes ein. Auf den Mycelpolstern entstehen die schwarzbraunen, in ihrer oberen Hälfte borstig behaarten Perithezien, die mit bloßem Auge kaum erkennbar sind. Die *Fichten.*

¹⁾ *Symbolae mycolog.* 1, pag. 97.

²⁾ Ein neuer Parasit der Weißtanne. *Allgem. Forst- und Jagd-Zeitg.*, Januar 1884, und *Hedwigia* 1888, pag. 12. Vergl. auch *Tubensch*, daselbst 1890, pag. 32.

Schläuche derselben enthalten je acht, ein- oder zweizellige, oft aber auch vierzellige rauchgraue Sporen. Die Verbreitung des Pilzes geschieht nicht nur durch das Mycelium, welches von Zweig zu Zweig weiter wachsen kann, sondern auch durch Sporeninsektion. Nach R. Hartig erkrankten besonders natürliche Verjüngungen unter Mutterbestand. Es ist daher Abschneiden der erkrankten Zweige zu empfehlen.

IV. *Herpotrichia* Fuckel.

Herpotrichia.

Die Perithecieen sind von holziger bis kohliger Beschaffenheit und mit langen, gekrümmten, zur Seite kriechenden Haaren bedeckt. Paraphysen sind meist zahlreich vorhanden, die Asci 8-sporig, die Sporen länglich spindelförmig, zwei- oder mehrzellig. Von diesen sonst nur saprophyten Pilzen ist als parasitär beobachtet worden:

Auf Fichten,
Krummholz und
Wachholder.

Herpotrichia nigra R. Hart. Dieser Pilz bewohnt nach R. Hartig¹⁾ die Fichte, Krummholztiefer und den Wachholder in den höheren Gebirgsregionen. Das schwarzbraune Mycelium überwuchert ganze Zweige und Pflanzen, deren Nadeln völlig einspinnend, jedoch nur mit einem lockeren Geflecht, welches aber besonders über den Spaltöffnungen knollige Verdickungen bildet, auch Saugwärzchen in die Außenwand der Epidermis, später auch Fäden ins Innere des Blattes durch die Spaltöffnungen sendend. In dem Myceliumfilz auf der Nadel bilden sich zahlreiche, ziemlich große, kugelige, schwarzbraune Perithecieen. Nach R. Hartig entstehen in den Krumholzbeständen große Fehlstellen, welche wie durch Feuer zerstört aussehen. In den Fichten- und Pflanzkämpfen der höheren Lagen werden oft sämtliche Pflanzen von dem unter dem Schnee wachsenden Mycelium überwuchert, besonders, wenn sie auf die Erde niedergedrückt waren, und erscheinen nach Abgang des Schnees getötet. R. Hartig rät, die Fichtenkämpfe in tieferen Lagen und mehr auf Erhebungen als in Vertiefungen anzulegen.

V. *Acanthostigma* de Not.

Acanthostigma

Die Perithecieen sind sehr klein, häutig, mit steifen Haaren oder Borsten besetzt; die Sporen sind mehrzellig, an beiden Enden verschmälert.

Auf Flechten.

Acanthostigma Peltigerae Fuckel (*Trichosphaeria Peltigerae* Fuckel). auf dem Thallus der Flechte *Peltigera canina* schmarotzend, wo die sehr kleinen Perithecieen auf franken, weißlichen Flecken sitzen²⁾.

VI. *Rosellinia* Ces. et de Not.

Rosellinia.

Meist holzige Pflanzenteile bewohnende Pilze, deren holzige, oft kohlige, schwarze, kugelige Perithecieen fahl sind und auf einem stark entwickelten, faserigen Mycelium sitzen. Die 8-sporigen Schläuche sind mit Paraphysen gemischt, die Sporen einzellig, länglich oder spindelförmig, braun oder schwarz. Nur eine außer den vielen saprophyten Arten ist parasitär.

¹⁾ *Herpotrichia nigra*, Allgem. Forst- u. Jagd-Zeitg., Januar 1888.

²⁾ Bergl. Fuckel, *Symbol. mycolog.* 2. Nachtrag, pag. 25.

Rosellinia quercina R. Hart., der Eichenwurzelstöter. Dieser Eichenwurzelstöter. von R. Hartig ¹⁾ näher studierte Pilz befällt die Wurzeln ein- bis dreijähriger Eichen; man sieht dann in den Eichensaftbeeten die jungen Pflanzen verbleichen und vertrocknen, weil die Hauptwurzel durch den Pilz getötet wird. Beim Herausziehen solcher Pflanzen aus dem Boden zeigen sich an der Hauptwurzel hier und da zarte, weiße, verästelte, aus vielen Fäden zusammengesetzte Myceliumstränge, sowie besonders am Grunde der freien Seitenwurzeln schwarze, stechnadelkopfgroße Kugeln, welche als Sclerotien d. i. knollenförmige Ruhezustände des Myceliums zu betrachten sind. An bereits getöteten Pflanzen färbt sich das Mycelium braun und wächst bisweilen auch in dem unteren Teile des Stengels in die Höhe. Aber auch zwischen den umgebenden Erdschichten verbreitet sich das Mycelium und ergreift benachbarte Wurzeln, so daß endlich größere Plätze in den Saatbeeten verdorren. Die Sclerotien können später wieder neue Myceliumsfäden aus sich hervorwachsen lassen; und das so entstandene Mycelium verbreitet sich auch wieder auf oder im Boden und kann Wurzeln gesunder Pflanzen befallen. Es dringt am leichtesten nahe der Spitze in die Pfahlwurzel oder in die feinen Seitenwurzeln ein, die Wurzelrindenzellen mit einem üppigen pseudoparenchymatischen Gewebe erfüllend, welches auch wieder als Dauermycel oder Sclerotiumzustand sich kundgibt. In den älteren Teil der Pfahlwurzel dringt das Mycelium an den Punkten ein, wo der Rorkmantel derselben durch die Seitenwurzeln durchsetzt wird. Das Mycelium bildet an diesem Punkte zunächst knollenförmige Körper, von welchen sich zapfenförmige Fortsätze in das Gewebe der Eichenwurzel einschieben. Bei trockenem oder kaltem Wetter kann die Wurzel sich durch Bildung einer Wundkorkschicht gegen das vom Pilze bereits getötete Gewebe in der Umgebung jener Infektionsknöllchen schützen, während, wenn die Vegetationsbedingungen für den Pilz günstig bleiben, sein Mycelium von dort aus weiter in die Wurzel sich verbreitet und diese tötet. Die Sclerotien sind also für den Pilz ein Mittel, den Winter sowie auch Trockenperioden zu überstehen. R. Hartig hat an dem oberflächlich vegetierenden Mycelium auch Fruktifikationen beobachtet; erstens eine Conidienform, nämlich quirlig verästelte Fruchthyphen, welche Conidien abspinnen, außerdem aber auch stechnadelkopfgroße, schwarze, kugelförmige Peritheccien, welche entweder an der Oberfläche der kranken Eichenpflanzen oder in der Nähe derselben auf der Oberfläche des Erdbodens wachsen; dieselben enthalten Asci, in denen je 8 kahnförmige, dunkle Sporen gebildet werden. R. Hartig empfiehlt gegen die Krankheit, die jedoch meist nur in nassen Jahren sich zeigt, um die erkrankten Stellen der Saatkämpfe Isoliergräben anzulegen und keine kranken Pflanzen zur Verschulung in Pflanzkämpfe zu verwenden.

VII. Cucurbitaria Fr.

Die Peritheccien stehen in rasenförmigen Gruppen beisammen auf der Oberfläche des befallenen Pflanzenteiles, sind kugelig, kahl und enthalten mit Paraphysen gemischte, 6- bis 8sporige Schläuche; die Sporen sind durch Quer- und Längswände mauerförmig, vielzellig, gelb oder braun. Die zahlreichen, hierhergehörigen Arten bewohnen Cucurbitaria.

¹⁾ Untersuchungen aus d. forstbot. Institut zu München I., pag. 1.

holzige Äste verschiedener Pflanzen doch eigentlich nur tote Teile; als parasitär sind folgende Arten bekannt:

Auf *Cytisus*
Laburnum.

1. *Cucurbitaria Laburni* Fr. Dieser auf *Cytisus Laburnum* häufige Pilz befällt nach Tübenf¹⁾ auch lebende Zweige, jedoch nur Wundstellen, besonders Hagelschlagwunden, von denen aus sein Mycelium sich weiter verbreitet und dann das Absterben der Rinde und Zweige auf größerer Ausdehnung und selbst das Absterben der ganzen Pflanzen veranlassen kann. Das Mycelium wächst unter der Rinde als ein dünnes Lager oder Stroma, auf welchem, nachdem die Rinde abgefallen oder aufgebrochen ist, die zahlreichen Perithecien entstehen. Außer denselben kommen aber auch verschiedene Conidienzustände vor. Dies sind nach Tübenf teils einzellige, auf conidientragenden Fäden stehende Conidien, teils sehr verschiedenartige Pykniden, kleine mit Mündung versehene Kapseln, die durch die verschiedenen Conidien (Stylosporen), die in ihnen erzeugt werden, sich unterscheiden: bald einzellige, braune, runde Conidien, bald mauerförmig gefächerte, braune oder zweizellige, braune Conidien (diese Form früher als *Diplodia Cytisi* Awd.) beschrieben. Tübenf konnte teils mit den Sporen, von denen alle genannten Arten keimfähig sind, teils mittelst Mycelium den Pilz mit Erfolg auf gesunde *Cytisus*-Pflanzen übertragen.

Auf *Sorbus*.

2. *Cucurbitaria Sorbi* zeigt nach Tübenf²⁾ dasselbe Verhalten auf *Sorbus Aucuparia*.

VIII. *Plowrightia* Sacc.

Plowrightia.

Auf holzigen Pflanzenteilen wachsende Pilze. Die Perithecien stehen wie bei der vorigen Gattung rasenförmig beisammen auf einem schwarzen, füsienförmig converen Stroma; die mit Paraphysen gemengten Asci enthalten 8 ungleich zweifächerige, ovale, farblose oder blaßgefärbte Sporen.

Black Knot der
Kirsch- und
Pflaumenbäume.

Plowrightia morbosa Sacc. (*Sphaeria morbosa* Schw., *Gibbera morbosa* Plowr., *Botryosphaeria morbosa* Ces. et de Not., *Cucurbitaria morbosa* Farl.), bringt in Amerika eine unter dem Namen „black Knot“ oder schwarzer Krebs bekannte Gallenbildung an den Kirsch- und Pflaumenbäumen hervor. In den halbkugeligen, knotenartigen, bis 1 cm hohen, meist zu mehreren beisammenstehenden Geschwülsten ist nämlich nach Farlow³⁾ stets das Mycelium dieses Pilzes zu finden. Es beginnt seine Entwicklung im Cambium. Dadurch wird letzteres zu einer Hypertrophie veranlaßt, nämlich zu einer Wucherung, die als Knoten sich kenntlich macht, und in welcher der Unterschied zwischen Holz und Rinde aufgehoben ist, indem sie aus einem parenchymatösen Gewebe gebildet ist, in welchem die Myceliumstränge des Pilzes sich verbreiten. Die Gallen haben mehrjähriges Wachstum; ein solches von dreijähriger Dauer ist sicher konstatiert. Der Pilz bringt auf den Geschwülsten auch seine Früchte zur Entwicklung, deren mehrere

¹⁾ *Cucurbitaria Laburni*, Cassel 1886.

²⁾ Allgem. Forst- u. Jagdzeitung 1887, pag. 79.

³⁾ Bulletin of the Bussey institution, Botanical articles 1876, pag. 440 ff. Reiteriert in Zust. bot. Jahresber. 1876, pag. 181. — Vergl. Plowright, cit. in Zust. bot. Jahresber. 1875, pag. 225.

Formen beschrieben werden, nämlich zuerst Conidien in Form eines sammetartigen Überzuges (besonders von der Form des *Cladosporium*), Pykniden (der Gattung *Hendersonia* entsprechend, später von Saccardo als *Hendersonula morbosa* bezeichnet), Spermogonien und endlich die Perithecien mit zweizelligen Sporen, welche im Januar oder später reif werden. Die Reimung der Ascosporen ist zwar beobachtet, aber die Erzeugung der Krankheit durch den Pilz ist noch nicht verfolgt worden. Neuerdings hat Humphrey¹⁾ den Pilz wiederum untersucht; er konnte aber die *Hendersonula*-Pykniden nicht auffinden und erklärt ihre Zugehörigkeit zu *Plowrightia* für unsicher; dagegen konnte er bei Ausfaat der Ascosporen in Nährgelatine mit Pflaumenaußguß Pyknidenfrüchte erziehen, die jedoch mit der *Hendersonula*-Form nicht übereinstimmen. Die Krankheit hat in manchen Gegenden der Vereinigten Staaten fast alle kultivierten Pflaumenbäume zerstört; sie findet sich dort aber auch auf den wildwachsenden *Prunus*-Arten, nämlich auf der in Hecken und Gebüsch gemeinen *Prunus virginiana*, auch auf *Prunus pensylvanica* und *americana*, während *P. serotina* und *maritima* frei gefunden wurden. Der Pilz ist also wahrscheinlich von den wilden auf die kultivierten Arten übergegangen. Von den Pflaumenbäumen werden alle Sorten gleich angegriffen, von den Kirschen scheinen manche Sorten mehr empfänglich zu sein als andre. Zur Bekämpfung der Krankheit empfiehlt Farlow, diejenigen Äste, an denen sich Knoten befinden, nicht bloß abzusägen, sondern auch zu verbrennen, weil auch an den vor der Ausbildung der Perithecien im Sommer gefällten Bäumen diese Früchte im März des folgenden Jahres zur Reife gelangen, Ansteckung also auch von dort aus stattfinden kann. In Europa sind der Pilz und die Krankheit nicht bekannt; doch könnten sie durch Import amerikanischer Arten nach Europa übergeführt werden.

IX. *Gibbera* Fr.

Die Perithecien sind in kleinen Gruppen aneinander gewachsen, conver bis kegelförmig, schwarz, kohlrig, behaart, ohne äußerlich sichtbares Mycelium. Sporen zweizellig, blaß gefärbt.

Gibbera.

Gibbera Vaccinii Fr. (*Sphaeria Vaccinii* Sorv.), bildet auf den Auf *Vaccinium*. lebenden Stengeln von *Vaccinium vitis idaea* kohlischwarze, behaarte, etwa $\frac{1}{4}$ mm große Perithecien, welche zu mehreren in kleinen Häufchen verwachsen sind. Dieselben enthalten cylindrische, achtsporige Sporenschläuche und Paraphysen. Die Sporen sind länglichrund, in der Mitte mit einer Scheidewand und daselbst etwas eingeschnürt. Mäßig befallene Zweige zeigen gewöhnlich keine frankten Symptome, doch scheinen die stärker ergriffenen allmählich die Blätter zu verlieren und dürr zu werden.

B. *Cryptopyrenomycetes*.

Die Perithecien, kleine, einfache, rundliche, dunkle Kapseln, stehen nicht frei auf der Oberfläche, sondern sind dem Pflanzenteile, den der Pilz bewohnt, eingewachsen, nur mit dem Scheitelteil, in welchem sich

Cryptopyrenomycetes.

¹⁾ The Black Knot of the Plum. Annual Report of the Massachusetts Agric. Exper. Station 1890; ref. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I., pag. 174.

die Mündung befindet, mehr oder weniger hervorragend; später kommen sie allerdings manchmal durch Verschwinden der sie bedeckenden Gewebeschichten an die Oberfläche. Bei diesen Pilzen werden sehr häufig vor der Bildung der Perithezien eine oder mehrere verschiedene Arten von Conidien erzeugt, und nicht selten kommt es dann überhaupt nicht zur Perithezienbildung; jedenfalls sind die Conidien, wo sie vorkommen, die hauptsächlichsten Fortpflanzungsorgane dieser Pilze, welche besonders die rasche Verbreitung derselben im Sommer bewirken, während die Perithezien meistens ihre Sporen erst spät im Herbst oder nach Überwinterung reifen, also mehr für die Wiedererzeugung des Pilzes im nächsten Frühjahr in Betracht kommen. Indessen können bei manchen dieser Pilze unzweifelhaft auch Myceliumteile auf abgestorbenen oder lebenden Pflanzenteilen überwintern und in der Conidienbildung fortfahren. Die Mehrzahl dieser Pyrenomyceten ist bis jetzt nur auf toten Pflanzenteilen, also saprophyt bekannt; diese bleiben hier alle ausgeschlossen. Manche der gewöhnlich saprophyt auf toten Pflanzenteilen wachsenden Arten gehen aber gelegentlich auf die lebende Pflanze und bringen dann gewisse Krankheitserscheinungen hervor. Wieder andre beginnen ihre Entwicklung regelmäßig streng parasitär, kommen aber dann auch erst auf dem inzwischen abgestorbenen Pflanzenteil zur vollständigen Entwicklung, namentlich werden die Perithezien nicht selten erst gebildet, wenn der befallene Pflanzenteil abgestorben ist und während des Herbstes und Winters zu verwesen beginnt. Aus den angeführten Gründen werden die meisten dieser Pilze nur im Conidienzustande gefunden und erkannt. Wir führen aber an dieser Stelle nur diejenigen Kryptopyrenomyceten auf, von denen Perithezien sicher bekannt sind und wenigstens zur geeigneten Zeit gefunden werden können. Die bloßen Conidienformen stellen wir unten unter C zusammen.

I. *Pleospora Rabenh.*

Pleospora

Die Perithezien enthalten Paraphysen und achtsporige, länglich-keulenförmige Asci; die Sporen sind länglich und mauerförmig vielzellig, d. h. nicht nur durch mehrere Querswände, sondern auch durch Längswände gefächert, meist honiggelb oder gelbbraun gefärbt. Bei der Keimung dieser Sporen vermag meist jede Teilzelle einen Keimschlauch zu treiben. Das Mycelium wächst vorwiegend in den oberflächlichen Zellschichten der Pflanzenteile in Form mehr oder weniger braungefärbter, durch viele Querswände in kurze Glieder geteilter Fäden, die sich meist reichlich verzweigen und dadurch mehr oder weniger zu einer zelligen Schicht sich aneinander schließen. Unter den mannigfaltigen Conidienformen, welche von vielen dieser Pilze gebildet werden, ist die

gewöhnlichste diejenige, welche den Namen *Cladosporium* führt; sie besteht aus aufrechten, ebenfalls braungefärbten, unverzweigten Hyphen, welche an einigen Punkten an der Spitze ellipsoidische, ein- oder wenigzellige, braune Conidien abschneiden (Fig. 60). Diese Mycelium- und Conidienbildungen erscheinen auf den Pflanzen als ein mehr oder weniger dichter, schwarzbrauner oder schwarzer Überzug, den man allgemein die Schwärze nennt. Mit den Namen *Cladosporium herbarum* etc., womit man diese überaus gemeinen Conidienzustände bezeichnet, ist nach dem eben Gesagten über die Species des im gegebenen Falle vorliegenden Pilzes noch nichts entschieden, da eben sehr viele Arten dieser Gattung und wohl auch verwandter Pyrenomyceten-Gattungen mit solchen oder davon kaum sicher unterscheidbaren Conidien fruktifizieren. Eine andre häufige Conidienform ist *Sporidesmium* genannt worden; sie bildet auf kurzen Hyphen stehende, bräunliche, große, spindel- oder verkehrt keulenförmige Sporen, welche durch zahlreichere Quer- und zum Teil auch durch Längswände septiert sind (Fig. 61); wenn diese Sporen kettenförmig übereinander zu mehreren gebildet werden, so ergibt sich die als *Alternaria* bezeichnete Form. Conidien von cylindrisch-wurmförmiger Gestalt mit vielen Querswänden, ohne Längswände, werden als *Helminthosporium* bezeichnet. Sind die Conidien von oblonger Gestalt, braungefärbt, und durch mehrere Scheidewände, die in verschiedenen Richtungen stehen, vielsächerig, so hat man dafür den Namen *Macrosporium*. Wenn *Cladosporium herbarum* in einer Nährflüssigkeit wächst, so entwickelt es sich nach Laurent¹⁾ und Copriore²⁾ als eine Wassermycelform, welche das zuerst genauer von Coew³⁾ beschriebene *Dematium pullulans* darstellt, für dessen braune, septierte Mycelfäden es charakteristisch ist, daß sie an den Seiten ihrer Gliederzellen wiederholte heseartige Sprossungen entwickeln, welche als Flüssigkeitsconidien gelten müssen. Nicht selten schwellen einige intercalär stehende Gliederzellen dieses Wassermyceliums zu dicken, runden, braunhäutigen Chlamydosporen an. Endlich treten diese Pilze auf ihren Nährpflanzen manchmal auch in Form verschiedener Pyknidenfrüchte auf, und zwar von der Beschaffenheit, für welche die Pilznamen *Phoma*, *Septoria* und dergl. üblich sind und deren Bau unten am betreffenden Orte näher beschrieben ist. Diese verschiedenen Conidienfruktifikationen sind keineswegs sämtlich bei jeder Art von *Pleospora* und verwandten Pyrenomyceten bekannt; unsre Kenntnis darüber und über die Bedingungen

¹⁾ Recherches sur le polyphormisme du *Cladosp.* herb. Ann. de l'Inst. Pasteur 1888.

²⁾ Berichte d. deutsch. bot. Ges. 19. Febr. 1892 u. Landw. Jahrb. XXII.

³⁾ Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot. VI.

des Auftretens dieser polymorphen Früchte sind noch äußerst lückenhaft. Baute¹⁾ hat zwar bei Musstaaten von *Pleospora herbarum* in künstliche Nährlösung aus Conidien, wenigstens aus *Sporidesmium*, immer wieder dieses letztere, aus den Conidien der *Pykniden* immer nur *Pykniden*, aus den *Ascosporen* der *Perithezien* aber sowohl Conidien als auch *Pykniden* oder *Perithezien*, und zwar immer nur eine von beiden Früchten hervorgehen sehen, so daß er dieselben als Wechselgenerationen, von denen eine die andre vertritt, betrachtet. Man darf daraus aber nicht ohne weiteres Schlüsse auf das Verhalten des Pilzes auf seinem natürlichen pflanzlichen Substrate ziehen. Oft hat hier allerdings der Pilz zur Zeit der Beobachtung noch keine *Perithezien*, sondern nur eine oder die andre Form von Conidien oder *Pykniden*; und dann ist er eben einstweilen nur mit dem Namen, der diese letztere Fruktifikation bezeichnet, zu belegen, wie das auch im folgenden zum Teil geschehen ist.

Schwärze des
Getreides.

1. *Cladosporium herbarum* Link, die Schwärze des Getreides und anderer Pflanzen. Obgleich es ein Conidienzustand ist, welcher diesen Namen trägt, führen wir ihn doch an dieser Stelle auf, weil es unzweifelhaft ist, daß *Pyrenomyces* aus der Gattung *Pleospora* und verwandter Gattungen mit solchen Conidien fruktifizieren. Immer, wenn Getreide nach erlangter Reife noch eine Zeit lang auf dem Halme steht oder überhaupt auf dem Felde verweilt, also namentlich wenn längeres Regenwetter die Erntearbeiten verzögert, bedecken sich Halme, Blätter und besonders die Ähren mit vielen kleinen oder größeren, mitunter zusammenfließenden schwarzen, rußähnlichen Flecken. Diese Flecke werden von einem Pilz gebildet; sein Mycelium besteht aus verhältnismäßig dicken, kräftigen, mehr oder weniger braunen, teilweise auch farblosen Fäden, die durch zahlreiche Querwände in kurze Gliederzellen geteilt, reichlich verzweigt sind und der Unterlage äußerst dicht und fest angeschmiegt wachsen, in jede Vertiefung derselben sich einsenken und vielfach auch wirklich in die feste Masse der Zellmembranen sich eingraben, Epidermiszellen und selbst tiefer liegende Zellen durchwachsend, doch vorwiegend in Richtungen parallel der Oberfläche. Die endophyten Fäden sind gewöhnlich farblos. An den oberflächlich wachsenden Hyphen entwickeln sich als Zweige derselben die Conidienträger: sie stehen, senkrecht von der Oberfläche sich erhebend, entweder einzeln oder in Büscheln; die letzteren entspringen manchmal von einem subepidermal gebildeten sclerotienartigen, knollenförmigen, braunen Hyphenkomplex; es sind etwa 0,03—0,05 mm lange, einfache, braune Fäden von oft etwas knickiger oder knorriger Form meist mit einer oder wenigen Scheidewänden und oben mit einigen kleinen Vorsprüngen (Fig. 60). An letzteren entstehen die Sporen durch Abschnürung oft zu mehreren fettenförmig; sie fallen äußerst schnell ab und sind rundlich bis ellipsoidisch, einzellig oder mit ein bis drei Querscheidewänden, blaßbraun, 0,005—0,018 mm lang. Dieselben sind sofort keimfähig und bilden leicht an andern Stellen des Pflanzenteiles, dergleichen auf gewöhnlichen Pilznährlösungen wieder Mycelium und Coni-

¹⁾ Botan. Zeitg. 1877, pag. 321 ff.

dien. Auch bei andern Gelegenheiten zeigt sich die Schwärze auf dem Getreide, aber fast immer sind es auch dann bereits abgestorbene Teile, welche befallen werden. So besonders wenn in regenlosen Sommern das Getreide vor der Reife auf dem Felde abstirbt und notreif oder in den Körnern ganz verkümmert ist und in diesem Zustande gelb und trocken auf dem Halme bleibt; auch dann schwärzt sich der letztere oft mehr oder weniger bis in die Ähren durch das Cladosporium. Bei Dürre finden sich oft Blattläuse

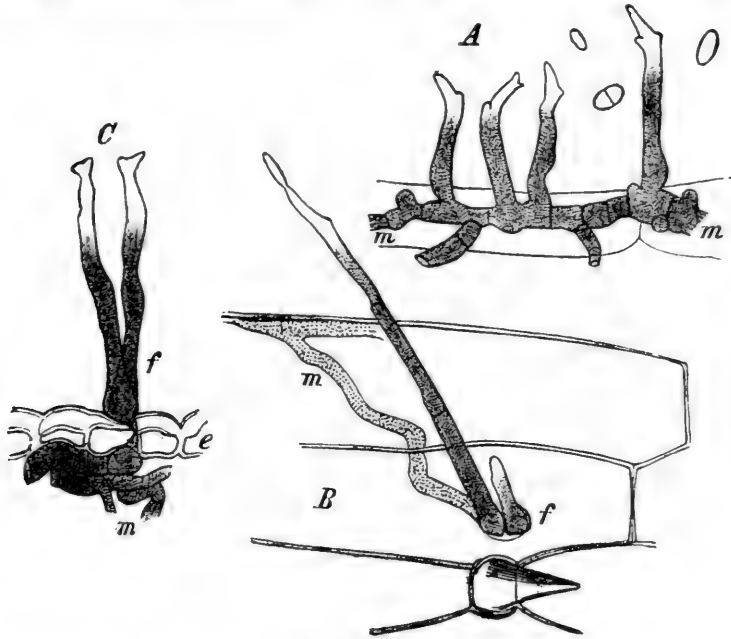


Fig. 60.

Die Schwärze des Getreides, *Cladosporium herbarum* Link. A und B auf noch lebenden Roggenblättern. A ein auf der Epidermis hinwachsender Mycelfaden m m, von welchem mehrere aufrechte Conidienträger sich abzweigen, nebst einigen abgefallenen Sporen. B unterhalb der Epidermiszellen wachsender, farbloser Mycelfaden m, welcher bei f eine Epidermiszelle querdurchbohrend nach außen tritt, um zugleich mehrere Conidienträger zu bilden. C Querdurchschnitt durch ein Stück eines von der Schwärze stark befallenen und abgestorbenen Haferblattes. e Epidermis, m die unter derselben entwickelte, gebräunte dichtere Myceliumschicht, von welcher man einen Faden die Epidermis durchbohrend nach außen wachsen und die Beschaffenheit von Conidienträgern f annehmen sieht. 300fach vergrößert.

am Getreide ein; und ihre zuckerhaltigen Auscheidungen (Honigtau) dürften vielleicht die Keimung und Entwicklung der Cladosporium-Sporen auf dem Getreide besonders begünstigen. Auch wenn Blätter oder Ähren des Getreides aus andern Ursachen vorzeitig abgestorben sind, und sich entfärbt haben, so z. B. an durch Frost oder durch parasitische Pilze oder schädliche Insekten getöteten Teilen, siedelt sich gern nachträglich Cladosporium an und schwärzt nun die durch jene andre Ursache zerstörten Teile. Die hier beschriebenen Erscheinungen kann man in Deutschland nicht bloß am Roggen, sondern auch an anderm Getreide, besonders an Weizen und Gerste beobachten.

Nun hat schon Corda¹⁾ das *Cladosporium herbarum* für einen wirklichen Parasiten der Roggenpflanze gehalten und ihm die Ursache des Verkümmerns der Ähren und Körner zugeschrieben. Auch Haberland²⁾ sah ihn für einen Parasiten an. Aus den hier angeführten Gründen war es aber nicht unberechtigt, daß Kühn³⁾ diesen Pilz für einen Saprophyten erklärte und jene anderweitigen Einflüsse für die eigentliche Ursache der Beschädigungen hielt, in deren Begleitung der Pilz erst sekundär auftritt. Allein ich habe in der vorigen Auflage dieses Buches (S. 581) gezeigt, daß der Pilz auch parasitisch auftreten und direkt schädlich werden kann. Auf niedrig gelegenen Roggenfeldern bei Leipzig war schon kurz nach der Blüte, Mitte Juni, ein Gelbwerden der Blätter fast an allen Pflanzen eingetreten. Meist war schon das oberste Blatt unter der Ähre ergriffen, die unteren bereits stärker entfärbt. Fast immer begann das Gelbwerden am Grunde der Blattoberfläche auf deren Oberseite und verbreitete sich von hier aus allmählich weiter aufwärts. Auf der Mitte der eben entstandenen gelben Flecken befand sich eine geringe Menge einer mehlartigen, grauen Masse, welche aus Pollenkörnern des Roggens bestand, die sich hier auf der Oberseite der Blattbasis leicht ansammeln können. Stets befanden sich darin Sporen und Mycelteile von *Cladosporium*, und der Pilz kam hier zu weiterer Entwicklung. Seine braunen Fäden zogen sich über die Epidermis des Blattes hin, trieben bald an verschiedenen Stellen neue Conidienträger und drangen auch in die Epidermis ein. Die Fäden waren dann unterhalb der letzteren deutlich nachzuweisen und von hier aus drangen sie an manchen Stellen wieder an die Oberfläche, oft so, daß sie die Epidermis bald durch eine Spaltöffnung, bald mitten durch eine Epidermiszelle, bald an der Grenze zwischen zwei solchen durchbohrten, oft um auswendig sofort unter Bräunung ihrer Membran sich vertikal als Conidienträger aufzurichten (Fig. 60 B). In der Umgebung der kranken Stellen war die Epidermis rein. Die zunehmende Entwicklung der Conidienträger hatte auf den schon länger erkrankten Stellen endlich Bildung der charakteristischen schwarzbraunen Flecke der Schwärze zur Folge; und diese Stellen dürften wieder Ausgangspunkte für die weitere Verbreitung des Pilzes auch nach andern Blättern gewesen sein. In den erkrankten Stellen enthielten die Mesophyllzellen keine Chlorophyllkörner mehr, sondern im wässrigen Saft gelbe, blattartige Körper. Sehr bald wurden die vergelbten Stellen hellbraun und trocken. Man greift wohl nicht fehl, wenn man annimmt, daß durch die Pollenmassen die Ansiedelung des *Cladosporium* begünstigt, oder sogar der Pilz übertragen worden ist. Denn man findet sehr oft nach der Blüte des Getreides die in den Ähren verbliebenen Reste der Staubbeutel von diesem Pilze bedeckt, oft unter deutlicher Schwärzung. Von Caspary sind in Rabenhorst's Herbarium mycologicum II. Nr. 232 Gerstenblätter verteilt worden, die zur Blütezeit braune Flecke bekommen hatten, auf denen ein dem beschriebenen ganz ähnlicher Pilz sich findet; er ist zwar dort *Helminthosporium gramineum* Rabenh. genannt, doch eigentlich nur eine kräftige *Cladosporium*-Form. Es handelt sich hier offenbar um einen dem von mir beobachteten ganz ähnlichen Fall. Dieselbe Erscheinung des Schwarzbraunfleckigwerdens der Blätter junger

¹⁾ Oekonomische Neuigkeiten u. Verhandlungen 1846, pag. 651.

²⁾ Fühling's landw. Zeitg. 1878, pag. 747.

³⁾ Fühling's landw. Zeitg. 1876, pag. 734.

Gerste beobachtete ich im Juni 1883 bei Angermünde; auch hier war ein *Cladosporium* als der Veranlasser zu konstatieren. Wenn auf Getreideblättern die Schwärze stark entwickelt ist, so brechen Büschel von Conidienträgern und auch einzelne Conidienträger durch die Epidermis hervor. Unter der letzteren bildet dann das Mycelium oft streckenweise dichte Lager aus verflochtenen Hyphen, welche sich ebenfalls bräunen und oft das Zellgewebe daselbst verdrängen (Fig. 60 C). Ein Fall, wo der Weizen schon im Mai sich mit Schwärze zu bedecken anfang, infolgedessen die Ähren- und Körnerbildung geschmälert wurde, wird auch von Thümen¹⁾ erwähnt. Im Juni 1892 kamen bei mir Roggenpflanzen aus einer Gegend der Mark zur Untersuchung, welche vor der Reife weiße Ähren bekommen hatten, weil die Pflanzen von *Cladosporium* befallen waren, welches sich äußerlich noch wenig als Schwärze zeigte, indem nur erst geringe Conidienbildung eingetreten war, wogegen das Mycelium die inneren Gewebe der oberen Teile des Halmes unter der Ähre zum Teil stark durchwuchert hatte, was eben die Ursache des allmählichen Absterbens der Ähre war. Endlich hat Copriore²⁾ bei einer in meinem Institute angestellten Untersuchung junge Weizenpflänzchen mit einer zur Dematium-Sporenbildung gelangten Reinkultur von *Cladosporium*, welches von verpilzten Weizenkörnern (s. unten) entnommen war, in Pflaumendekost erfolgreich infizieren können, wobei die Myceliumfäden durch Spaltöffnungen oder Epidermiszellen in das Blattgewebe eindringen und von Scheide zu Scheide ins Innere des Halmes wucherten, so daß die Pflanzen erkrankten und kümmerlich, wenn auch bis zur Ährenbildung sich entwickelten.

Das *Cladosporium* kann auf dem von der Schwärze befallenen Getreide auch bis auf die Körner solcher Pflanzen sich verbreiten und also mit diesen übertragen werden. Solche mit der Schwärze behaftete Getreidekörner sollen nach mehrfachen Berichten krankhafte Erscheinungen im tierischen Organismus hervorrufen, wenn sie zur Nahrung verwendet werden. Nach den Angaben Eriksson's³⁾ ist in Schweden der sogenannte „Oer-räg“ oder „Tammelroggen“ eine häufige Erscheinung; er besteht aus kleinen geschwärzten Roggenkörnern; die daraus bereiteten Nahrungsmittel sollen Schwindel, Zittern, Erbrechen u. hervorrufen. Eriksson fand, daß Roggen von diesen Eigenschaften von *Cladosporium herbarum*, welches er ebenfalls für einen Parasiten hält, zur Reifezeit in Blättern und Körnern befallen ist, wodurch die Ausbildung der letzteren beeinträchtigt werde. Auch Woronin⁴⁾ berichtet, daß in Süd-Assurien infolge starker Niederschläge „Tammelgetreide“ vorkomme, und daß dabei *Cladosporium herbarum* auftrete, und zwar auf Roggen, Weizen, Hafer und andern Gräserarten. Durch diese Angaben veranlaßt, ließ Copriore⁵⁾ frisches Stroh und Ähren von Getreide, welches durch *Cladosporium* stark geschwärzt war, an Pferde, Hunde, Kaninchen, Ratten und Hühner verfüttern, ohne daß die Tiere nach dessen Genuß irgend welche Erkrankungen zeigten. Auch an den Gerstenkörnern, besonders wenn sie aus beregneter Ernte stammen, ist *Cladosporium herbarum* ge-

Cladosporium
auf Getreide-
körnern.

1) Fühling's landw. Zeitung 1886, pag. 606.

2) Die Schwärze des Getreides. Landw. Jahrb. XXIII. 1894.

3) Om Oer-räg. Kgl. Landsk. Akad. Handl. Stockholm 1883.

4) Botan. Zeitg. 6. Februar 1891.

5) Berichte d. deutsch. bot. Ges. 19. Februar 1892.

gefunden worden. Zuerst hat das Wohltmann¹⁾ 1886 in Schweden beobachtet; und neuerdings hat Böhl²⁾ gefunden, daß die Braunspizigkeit der Gerstenkörner, die an beregneten Gerstenproben beobachtet wird, durch diesen Pilz veranlaßt ist, und daß solche Körner zwar keine Beeinträchtigung der Ausbildung erkennen lassen, wohl aber eine schwächere Keimungsenergie entwickeln und beim Keimen leicht schimmeln, also für Brauzwecke einen verminderten Wert besitzen. Vor einigen Jahren kam mir ein Weizenfaatgut vor, dessen Körner teilweise durch kleine schwarzbraune Punkte und Streifen auffielen, welche oberflächlich auf der Schale saßen und aus Mycelium von *Cladosporium herbarum* bestanden, das besonders zwischen den Haaren an der Spitze des Kornes die charakteristischen Conidienträger mit Sporen aufwies. Es blieb unentschieden, ob dieser Pilz nicht vielleicht auch dem unten genannten Weizenblattpilze (S. 202) angehörte. Mit diesem Material hat Copriore (l. c.) in meinem Institute Untersuchungen angestellt, welche zeigten, daß die aus solchen verpilzten Körnern aufkeimenden Weizenpflänzchen durch diesen Pilz sogleich wieder befallen werden können; manche Keimlinge wurden schon sehr frühzeitig getötet, bei andern wuchs das Mycelium durch den Gefäßteil des Halmes nach aufwärts und griff entweder nur die unteren Teile des Halmes an oder konnte bis hinauf zur Ähre gelangen, deren Fruchtknoten dann in ihrer weiteren Ausbildung behindert wurden. Es ist damit die Möglichkeit dargethan, daß der Pilz auch durch den Samen übertragen werden kann; es ist daher Auswahl gesunden Saatgutes, Vermeidung der Ausfaat braunspiziger Getreidekörner zu empfehlen; daher dürfte die Beizung des Saatgutes mit 1—1½ prozentiger Schwefelsäure oder mit Kupfervitriol auch zur Abwehr dieses Parasiten vorteilhaft sein. Selbstverständlich ist diese Übertragung durch das Saatgut nicht der einzige Weg, wie der Pilz auf die Pflanze gelangt, denn die gewöhnliche Entstehung der Schwärze auf den bis dahin gesunden Getreidepflanzen bei Notreife oder nach Beregnung zur Erntezeit ist auf Anflug von Sporen von außen zurückzuführen, denn es ist unzweifelhaft, daß der Pilz auch im Ackerboden reichlich vorhanden ist. Auch künstlich konnte Copriore die junge gesunde Weizenpflanze von außen infizieren, wie oben erwähnt wurde.

Zu welchen Pyrenomyceeten gehört das Getreide-*Cladosporium*?

Zu welchen Pyrenomyceeten das auf Getreide vorkommende *Cladosporium* gehört, ist noch ziemlich dunkel und im einzelnen Falle oft nicht zu beantworten, da sich gewöhnlich keine Perithezien auf den mit Schwärze behafteten Halmen finden lassen. Auf alten abgestorbenen Getreidehalmen, besonders auf Stoppeln, kennt man drei verschiedene Arten von *Pleospora*, von denen also wahrscheinlich eine oder auch alle zu unserm Pilze gehören. Es sind dies: 1. *Pleospora vagans* *Niessl* mit meist zerstreut stehenden, niedergedrückt kugeligen, fahlen Perithezien und 0,022—0,030 mm langen Sporen mit 5 Querswänden außer den Längswänden, 2. *Pleospora infectoria* *Fuckel* mit reihenweis auf schwarzgefärbten Halmstellen stehenden fahlen, kugligen Perithezien und 0,017—0,026 mm langen Sporen mit 5 Querswänden, 3. *Pleospora polytricha* *Tul.* (*Pyrenophora relicina* *Fuckel*), mit dickwandigen, harten Perithezien, welche mit Haaren bekleidet sind, auf

¹⁾ Frühling's landw. Zeitg. 1. März 1888.

²⁾ Farbe der Braungerste. Österr. Zeitschr. f. Bierbrauerei 1892, Nr. 23 u. 25 und Braunspizige Gerste. Allgem. Brauer- und Hopfenzeitung. 1892, Nr. 106.

welchen oft Conidien (*Cladosporium*) gebildet werden, und mit 0,035 bis 0,045 mm. langen Ascosporen mit 3 bis 5 Querswänden und ziemlich starken Einschnürungen an den Querswänden. Ferner ist aber auch von der spezifisch weizenbewohnenden unten erwähnten *Leptosphaeria Tritici* beobachtet, daß sie meist in Gesellschaft von Conidienträger von der Form des *Cladosporium* vorkommt, so daß also vielleicht auch die *Leptosphaeria* eine *Cladosporium*-Fruchtifikation besitzt.

Die Maßregeln, welche gegen die Schwärze des Getreides anwendbar sind, Mittel gegen die werden sich außer der schon erwähnten Auswahl und Behandlung des Saatgutes, auf dem Felde selbst nur darauf beschränken können, das Getreide früh zu ernten und einzufahren, bei Regenwetter die Garben, auf Stangen oder auf langen, horizontal straff gezogenen Stricken aufzuhängen, womöglich unter einer leichten Bedachung. Schwärze.

Auch die Schwärze auf andern Pflanzen, bestehend in *Cladosporium*, kommt unter denselben Umständen wie auf dem Getreide sehr häufig vor; so z. B. auf dem Stroh und den reifen gelben Hülzen der Erbsen, wenn diese bei feuchtem Wetter längere Zeit im Freien bleiben. Nach Sorauer¹⁾ soll aber auch hier der Pilz in feuchten Jahren, besonders bei gelagerten Pflanzen auf noch lebenden reisenden Hülzen auftreten und einen Ausfall in der Ernte verursachen. Ähnliches berichtet er von Mohnköpfen. Auch in Italien ist auf frischen Erbsenhülzen ein *Cladosporium* beobachtet worden²⁾ Auf diesen Pflanzen sind wieder andre Arten von *Pleospora* bekannt und es besteht hier dieselbe Möglichkeit, aber auch derselbe Zweifel bezüglich der Zugehörigkeit derselben zur Schwärze. Schwärze der Erbsen etc.

2. *Pleospora Oryzae* Garov. Am nächsten mit der Schwärze verwandt ist vielleicht auch die Reiskrankheit, die schon seit alter Zeit in den Reisfeldern Oberitaliens bekannt und Reiskrankheit (Brusone oder Carolo del riso) genannt worden ist. Die Blätter und Blattcheiden vertrocknen, werden mattrot, die Stengelknoten sind schwärzlich, eingeschrumpft, oft zerrissen, die Ährchen mißfarbig, leer und fallen bei der geringsten Berührung ab. Nach Garovaglio³⁾ soll der vorstehend genannte Pilz die Ursache sein. Das Mycelium findet sich im Gewebe der befallenen Teile und erzeugt an der Oberfläche schwärzliche Flecke, die aus truppweise beisammenstehenden Spermatogonien, Phytiden und Perithezien bestehen sollen.

3. *Pleospora Hyacinthi* Sor., die Schwärze der Hyacinthen. Dieser von Sorauer⁴⁾ untersuchte Pilz stellt einen fest auf den Zwiebel-schuppen sitzenden braunen Überzug dar; seine Myceliumfäden dringen auch ins innere Gewebe der Schuppen ein, und auf der Oberfläche derselben bilden sich zahlreiche Conidienträger in der Form von *Cladosporium fasciculare* Fr., nämlich dicht büschelförmig auf den Trägern stehende einzellige bis vierzellige spitz eirunde Conidien. An den älteren faulwerdenden Zwiebeln entstehen unter der Epidermis eingesenkte, später etwas hervortretende Kapseln, von denen die einen einzellige, farblose Sporen entleeren; Sorauer Schwärze der Hyacinthen.

¹⁾ Handb. d. Pflanzenkrankheiten. 1. Aufl., pag. 348.

²⁾ Cugini und Macchiati, Bullet. della R. Stazione Agrar. di Modena 1891.

³⁾ Del Brusone o Carolo del Riso. Mailand 1874.

⁴⁾ Untersuchungen über die Ringelkrankheit und den Rußtau der Hyacinthen. Berlin und Leipzig 1878.

nennt sie *Spermogonien*, obgleich er ihre Sporen keimfähig fand; eine andre Art Kapseln, die er allein *Pykniden* nennt, erzeugt braune, meist zweizellige, ebenfalls keimfähige Sporen. Selten beobachtete Sorauer, ebenfalls an älteren, faulen, mit Schwärze behafteten Zwiebeln Perithezien, die ebenfalls im Gewebe eingesenkt sind und zwischen Paraphysen länglich keulenförmige, achtsporige Schläuche enthalten; die gelben bis braunen Sporen sind durch Quer- und Längswände mauerförmig in 20 bis 25 Fächer geteilt; diese Sporen keimen sofort nach ihrer Entleerung aus den Schläuchen. Auch diese Schwärze teilt mit andern die Eigentümlichkeit, daß sie vorzugsweise auf schon abgestorbenen Teilen, nämlich auf den im Vertrocknen begriffenen äußeren Schuppen solcher Zwiebeln auftritt, welche durch andre Krankheiten verdorben sind, und zeigt sich dann sowohl, wenn die Zwiebeln in der Erde, als auch wenn sie auf den Stellagen der Zwiebellager sich befinden. Das Mycelium wächst aus den äußeren Zwiebelschuppen allmählich in die darunter liegenden weiter. Sorauer hat auch das Eindringen der Keimschläuche der Conidien in lebende Zwiebelschalen beobachtet. Doch ist aus seinen Mitteilungen nicht bestimmt zu erkennen, in welchem Grade der Pilz für sich allein auf gesunde Zwiebeln einzuwirken vermag. Als Vorbeugungsmittel empfiehlt Sorauer, die Zwiebeln im Boden eine möglichst vollkommene Ausreifung erlangen zu lassen. — Über eine ähnliche, von *Cladosporium* begleitete Schwärze an den Tazetten hat Massink¹⁾ berichtet.

Schwärze der
Runkelrüben-
blätter.

4. *Pleospora putrefaciens* (Fuckel) Frank, die Schwärze oder Bräune der Runkelrübenblätter. Mit diesem Namen muß, soweit der vorgenannte Pilz beteiligt ist, eine sehr häufige Blattkrankheit der Rüben bezeichnet werden, welche darin besteht, daß im Spätsommer und Herbst die erwachsenen Blätter stellenweise hellbraun und dann immer dunkler, bis schwarz werden; bei trockenem Wetter vertrocknen diese Stellen, bei Anwesenheit von Feuchtigkeit faulen sie. Hin und wieder kann wohl auch ein ganzes Blatt braun werden. Es ist aber entschieden unzutreffend, diese Krankheit als „Herzfäule“ zu bezeichnen, wie dies von Fuckel²⁾, welcher den in Rede stehenden Rübenpilz zuerst beobachtete, geschehen ist, was dann in alle Lehrbücher übergegangen ist. Ich habe bei meinen neueren Untersuchungen über die echte Herzfäule der Rüben als Ursache derselben einen ganz andern Pilz, *Phoma Betae* (s. unten) nachgewiesen, dessen Mycelium gerade vorzugsweise die jungen Herzblätter der Rüben befällt, ohne jedoch auf denselben zu fruktifizieren. Zugleich habe ich mich überzeugt, daß *Pleospora putrefaciens* die Herzblätter meidet und meist nur die älteren Blätter befällt, auf denen sie vorhanden sein kann, während gleichzeitig die Herzblätter von *Phoma Betae* getötet sind. Darum ist auch die hier charakterisierte Schwärze der älteren Rübenblätter, soweit meine Erfahrungen reichen, nicht von hervorragendem Schaden, während der echte Herzfäulepilz überaus gefährlich ist. Die durch Fuckel herbeigeführte Verwechslung ist vielleicht durch die gleichzeitige Anwesenheit eines unerkannt gebliebenen, die Herzblätter tödenden Parasiten veranlaßt worden. Auf den an der Schwärze erkrankten Teilen der Rübenblätter erscheint in Form eines sammet-

¹⁾ Untersuchungen über die Krankheiten der Tazetten und Hyacinthen. Dypeln 1876.

²⁾ l. c. pag. 350.

artigen olivbraunen Überzuges die Conidienform *Sporidesmium putrefaciens* *Fuckel*. Saccardo hat den Pilz in *Clasterosporium putrefaciens* *Sacc.* umbenannt; indes ganz mit Unrecht, denn der Name *Clasterosporium* ist für diejenigen Formen aufgestellt worden, deren Sporen nur Querscheidewände besitzen, während der Kürbispilz sehr häufig auch einige Längswände in den Sporen besitzt, was also der Charakter von *Sporidesmium* ist. Ich habe schon in der ersten Auflage dieses Buches S. 586 gezeigt, daß dieser Pilz auf den Kürbisblättern in zwei Conidienformen fruktifiziert. Ich fand, daß das endophyte Mycelium in der Epidermis gegliederte Fäden bildet, die sich vielfach zu einem zusammenhängenden Lager aneinanderlegen und dabei bis an die Oberfläche treten, besonders da, wo aus diesem Lager die kleinen dunkelbraunen Büschel der Conidienträger sich bilden, welche aufrecht hervortreten (Fig. 61). Zuerst erscheint ein einziger Conidienträger, dann werden an seiner Basis successiv noch mehrere hervorgetrieben, das Näschen wird dichter. Jeder Conidienträger ist ein sehr kurzer, etwas krummer, ziemlich dicker Stiel, auf dessen Spitze eine große *Sporidesmium*-Spore abgeschnürt wird. Diese ist 0,082 mm lang, eiförmig bis verkehrt keilförmig, mit mehreren Quer- und oft mit schiefen Längscheidewänden, braun, am stumpfen

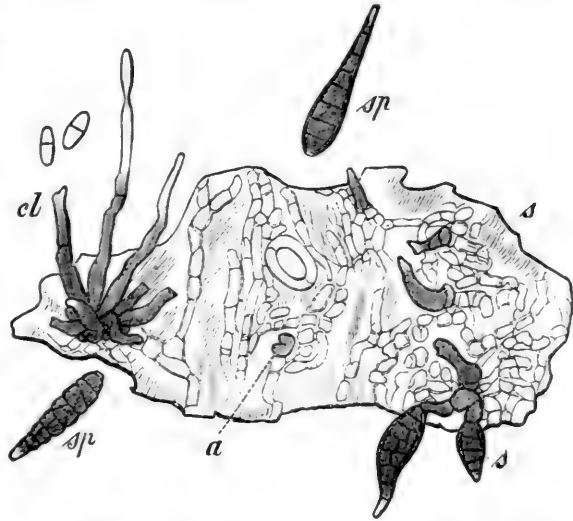


Fig. 61.

Der Pilz der Schwärze der Kürbiskürbe.

Ein Stück abgeschnittener Oberfläche eines Kürbiskürbisblattes mit dem unter der Epidermis vielfach sichtbaren Mycelium, welches nach außen Conidienträger hervortreibt. Diese sind zuerst *Sporidesmium putrefaciens* *Fuckel* (bei s). Links bei cl ein älteres Näschen von Conidienträgern, welches eine *Cladosporium*-Form darstellt; die kurzen Träger des *Sporidesmium*, die ihre Sporen bereits abgeschnürt haben, sind am Grunde noch erkennbar. sp abgefallene reife *Sporidesmium*-Sporen. a erster Anfang eines Näschens von *Sporidesmium*, soeben aus der Epidermis hervorwachsend. 200fach vergrößert.

Ende befestigt, am andern Ende in eine hellere, mehr oder weniger lange Spitze verlängert. Nachdem mehrere solche Conidienträger ihre Sporen abgegliedert haben, werden in demselben Büschel längere Conidienträger getrieben, welche andre, kleinere, ellipsoidische, ein- oder zweizellige Sporen abschnüren und also ganz mit *Cladosporium* übereinstimmen (Fig. 61, cl). Kürzlich habe ich auch die zu diesem Pilze gehörigen Perithezien aufgefunden. Auf den noch an der Pflanze stehenden absterbenden Blättern bilden sich an den von der Schwärze befallenen Stellen zerstreut stehende, in der Blattmasse nistende kleine, schwarze, runde Körperchen, die Anlagen der Perithezien, oft während daneben noch die Conidienträger vorhanden sind. Zu dieser Zeit ist in den Perithezienanlagen noch nichts von Schläuchen zu erkennen;

aber sehr bald, nachdem das tote Blatt einige Zeit im Herbst auf dem Boden gelegen hat, beginnt die Bildung der Asci, und man kann in manchen dieser Früchte schon vor Eintritt des Winters einzelne Schläuche mit fertigen Sporen finden. Die Reifung schreitet nun aber erst während des Winters weiter fort; und im Frühlinge fand ich auf solchen Blättern die im Herbst mit Sporidesmium und Perithecienanfängen behaftet waren und die ich während des Winters im Freien auf dem Erdboden hatte liegen lassen, die Perithecien völlig reif. Dieselben nisten entweder noch in dem faulen Blatte, mit dem Scheitelteile, in welchem die Mündung sich befindet, frei liegend, oder wenn die Blattsubstanz inzwischen mehr oder weniger



Fig. 62.

Pleospora putrefaciens.

Ein Sporenschlauch aus einem Perithecium mit acht mauerförmig vielzelligigen braunen Sporen, von denen zwei daneben bei noch stärkerer Vergrößerung.

Kräuselkrankheit
der Kartoffeln.

verrottet ist, bleiben sie für sich zurück. Die länglich keulenförmigen Schläuche enthalten je acht länglichrunde, 0,028 mm lange, gelblichbraune Sporen, welche sieben Querswände besitzen, an denen die Sporenoberfläche schwache Einschnürungen zeigt, und außerdem durch einige Längswände mauerförmig vielzellig sind (Fig. 62). Gemäß der Zahl der Querswände der Sporen steht dieser Pilz der *Pleospora herbarum*, der gemeinsten auf vielen Kräutern vorkommenden Art, am nächsten, doch ist die Länge der Sporen geringer; ich habe daher den obigen Namen für diese Art gewählt. Die Ascosporen sind sofort, nachdem sie aus den Schläuchen entleert sind, keimfähig; bei der Keimung bilden die meisten Fächer einer und derselben Spore Keimschläuche. Durch die auf den alten Blättern sitzenden Perithecien geschieht also offenbar hauptsächlich die Überwinterung des Pilzes.

5. Die Kräuselkrankheit der Kartoffeln wird nach Schenk¹⁾ durch einen Pilz verursacht, der mit dem zuletzt erwähnten am nächsten verwandt ist. Man kennt diese Krankheit schon seit dem vorigen Jahrhundert, wo sie 1770 in England, 1776 in Deutschland epidemisch und sehr schädlich auftrat. Sie darf mit der Kartoffelkrankheit nicht verwechselt

werden. Kühn²⁾ hat sie zuerst genauer beschrieben, jedoch keinen Pilz gefunden. Ihre Symptome sind folgende. Die Pflanzen haben nicht das frische intensive Grün der gesunden, die Blattstiele und Fiederblättchen sind meist nach unten gebogen, die Blättchen selbst gefaltet oder hin und her gebogen, und an Stengeln, Blattstielen und Blättern treten braune Flecke auf, an denen zuerst die äußeren, später auch die tiefer liegenden Zellen, am Stengel sogar bis ins Mark gebräunt sind. Dann tritt Vertrocknen der Blätter und Stockung des Wachstums ein; und wenn die Pflanzen sich bis zur Ernte lebend erhalten, so ist doch kein oder nur sehr spärlicher Knollenansatz an ihnen vorhanden. In den gebräunten Flecken fand Schenk verzweigte und septierte Myceliumfäden, welche die Gefäße und die die Gefäßbündel um-

¹⁾ Biedermann's Centralbl. f. Agrikulturchemie, 1875. II., pag. 280.

²⁾ Krankheiten der Kulturgewächse, pag. 200, und Berichte aus dem phys. Labor. d. landw. Zust., Halle 1872, pag. 90.

gebenden Parenchymzellen durchwachsen und nahe der Oberfläche aus kürzeren, braunen Zellen bestehen; aus den letzteren sprossen durch die nach außen gekehrte Wand der Epidermiszellen die einfachen oder am Grunde verzweigten Conidienträger nach außen in Form kleiner, dunkler borstenähnlicher Räschen. Sie schnüren an ihrer Spitze längliche, mit Querscheidewänden und bisweilen mit einigen Längsscheidewänden versehene, braune Conidien ab. Wegen der großen Ähnlichkeit mit dem vorerwähnten Pilze bezeichnet ihn Schenk als Varietät desselben mit dem Namen *Sporidesmium exitiosum* var. *Solani*. Außer dieser Krankheitsform beobachtete Schenk noch eine zweite, mit jener in denselben Kulturen auftretende, bei welcher dieselben Symptome und außerdem noch die von früheren Beobachtern erwähnte mehr glasig spröde Beschaffenheit des Stengels, aber keine Pilze zu finden waren, welche also mit der von Kühn beschriebenen Kräuselkrankheit übereinstimmen würde. Hallier¹⁾ will beide Krankheiten vereinigt wissen; der Verlauf sei zweijährig. Im ersten Jahre durchdringe das Mycelium, indem es in den großen Tüpfelgefäßen des Stengels fortwächst, die ganze Pflanze, auch die Stolonen bis zu den jungen Knollen, an denen es einen schwarzen Fleck erzeuge, im zweiten Jahre verbreite sich das Mycelium zunächst im Gefäßbündelkreise des ausgefäeten kranken Knollens weiter; infolgedessen keimen die Knollen gar nicht oder nur mit einem einzelnen Auge und diese Triebe werden wieder kräuselfrank und sterben bald ab, Mycelium trete in diesen aber nicht auf. Es würde demnach also durch die Knollen die Krankheit übertragen werden. Der in der Rede stehende Pilz soll nach Hallier zu der *Pleospora polytricha* Tul. gehören, deren borstig behaarte Perithezien auf den abgestorbenen Stengeln, Stolonen und Knollen der Kartoffelpflanze sich finden sollen. Es ist mir nicht bekannt, daß jemand neuerdings alle diese Angaben auf ihre Richtigkeit geprüft hat.

6. *Pleospora Hesperidearum* Catt., die Schwärze der Drangenfrüchte, verursacht nach Cattaneo²⁾ auf den Drangenfrüchten kleine verfärbte Stellen, welche sich allmählich ausbreiten und sich mit einem schwarzen Überzug bedecken, der aus der Conidienform *Sporidesmium piriforme* Corda besteht, welche nach Cattaneo zu der oben genannten Perithezienfrucht gehört. Der Pilz veranlaßt ein allmähliches Schrumpfen und Hartwerden der Früchte. Schwärze der Drangenfrüchte.

II. *Leptosphaeria* Ces. et de Not.

Diese Gattung stimmt mit *Pleospora* in jeder Beziehung überein *Leptosphaeria*. und unterscheidet sich nur durch die Sporen, welche wie dort meist gefärbt, aber nur mit zwei bis vielen Querscheidewänden versehen sind, die Längswände fehlen ihnen.

1. *Leptosphaeria herpotrichoides* de Not. (*Sphaeria culmifraga* Fr., *Leptosphaeria culmifraga* Ces. et de Not.), der Roggenhalm-brecher. Roggenhalm-brecher. Das Mycelium lebt im Halmgrunde der Roggenpflanze vom Frühlinge an, zerstört die jüngeren Bestockungstriebe, welche bis ins Herz verpilzt werden, und dringt endlich auch in den Grund des Haupthalmes,

¹⁾ Österreichisches landw. Wochenbl., 1876, pag. 110 und deutsche landw. Presse 1876, Nr. 13 u. 14.

²⁾ La nebbia degli Esperidii, refer. in botan. Centralbl. 1880, pag. 399.

welcher daselbst gebräunt und morsch wird, so daß von Anfang Juni an die Roggenhalme umknicken oder ganz abbrechen und notreif werden, ähnlich wie nach den Angriffen der Heffensfliege. In den Stoppeln reifen die Perithezien; sie sitzen zahlreich zwischen Scheide und Halm, mit vielen braunen Mycelfäden umgeben, und ragen nur mit ihrer kurzen, halsförmigen Mündung nach außen. Die Sporen sind 0,025—0,027 mm lang, spindelförmig, gerade oder schwach gekrümmt, gelb, mit sechs bis acht Querswänden, das dritte Fach etwas dicker. Der Pilz ist als Parasit erst im Frühlinge 1894 von mir entdeckt worden¹⁾, wo er epidemisch in der Mark Brandenburg und den Nachbarländern auftrat. Der Schaden schwankte zwischen 6 und 90 Prozent.

Weizenblattpilz.

2. *Leptosphaeria Tritici* Pass., der Weizenblattpilz auf der Weizenpflanze, die Blätter und Blattscheiden befallend und zerstörend, von den untersten älteren Blättern allmählich nach den oberen fortschreitend, so daß nach und nach alle Blätter unter Gelb-, Welf- und Trockenwerden verderben. Schon junge Pflanzen können dadurch getötet werden. Gelangt die Pflanze zu Halm- und Ährenbildung, so werden die Körner nach Maßgabe der Zerstörung der Blätter mehr oder weniger mangelhaft ausgebildet, der Weizen also notreif. Die befallenen Blätter und Blattscheiden sind innerlich durch und durch von dem ziemlich farblosen Mycelium des Pilzes durchwuchert und zeigen zerstreut stehende, sehr kleine, deutlich nur mit der Lupe erkennbare schwarze Pünktchen, d. s. die in der Blattmasse nistenden, mit der Mündung hervorragenden kugelförmigen Perithezien, welche ziemlich bald nach dem Absterben des Blattes reif werden und in keulenförmigen, mit Paraphysen gemischten Schläuchen je acht mit drei Querswänden versehene, spindelförmige, gerade oder etwas gekrümmte, gelbliche, 0,018—0,019 mm lange Sporen enthalten (Fig. 63). Bisweilen treten auch braune conidientragende Fäden, von der Form des *Cladosporium* (s. S. 193) aus dem erkrankten Blatte heraus. Der Pilz ist bisher nur in Italien beobachtet worden. Züngst hat ihn Fanczewski²⁾ auf krankem Getreide auch in Galizien und Lithauen gefunden. Er hält ihn ebenfalls für einen Parasiten und hat außer dem *Cladosporium* noch zwei Fructifikationen in seiner Begleitung gefunden, die er zu diesem Pilze gehörig betrachtet; kleine, mit bloßem Auge nicht sichtbare in der Blattmasse eingesenkte runde Conceptakeln, die einen von der Form eines *Phoma*, die andern von der einer *Septoria*; jene nennt er *Spermogonien*, diese *Pykniden*. In den letzten Jahren habe ich von diesem Pilze und oft zugleich von *Sphaerella exitialis* (s. unten) befallenen Weizen auch aus sehr vielen Gegenden Deutschlands erhalten³⁾; die oben gegebene Beschreibung seines Auftretens und seiner Beschädigungen beziehen sich auf diese Vorkommnisse. Außer dem *Cladosporium* fand ich bei dem deutschen Pilze ebenfalls regelmäßig eine begleitende *Pyknidienform*, welche mit *Septoria graminum* Desm. in den fadenförmigen, oft etwas gekrümmten, 0,060—0,065 mm langen, 0,0012 mm dicken Stylosporen übereinstimmt. Diese *Pykniden* sind nur 0,06—0,07 mm im Durchmesser und erscheinen dem bloßen Auge als kaum sichtbare braune Pünktchen auf dem

¹⁾ Deutsche landw. Presse 27. Juni u. 22. August 1894.

²⁾ Polymorphisme du *Cladosporium herbarum*. Bull. de l'Acad. des sc. de Cracovie. Dezember 1892.

³⁾ Deutsche landw. Presse, 22. August 1894.

kranken Teile des Blattes; ich finde sie an den jungen, im Frühlinge erkrankenden Weizenpflanzen meist allein für sich, die Peritheccien der *Leptosphaeria* erscheinen gewöhnlich erst an älteren Pflanzen. In Begleitung dieser Pilze fand ich außer der erwähnten *Sphaerella exitialis* auch bisweilen noch *Septoria glumarum* und *Septoria Briosiana* sowie *Phoma Hennebergii*, alle ebenfalls auf den Blättern. Auch in Italien ist diese *Septoria* schon seit längerer Zeit bekannt und zeigte sich schon im November auf den Blättern der Winterjaaten¹⁾. Auch auf erkranktem Hafer und Gerste habe ich im Jahre 1894 in Pommern *Leptosphaeria Tritici* gefunden.

3. *Leptosphaeria Napi* (*Fuckel*) *Sacc.* (*Pleospora Napi* *Fuckel*), der Rapsverderber oder die Schwärze des Rapses. Raps und Rübsen werden auf allen grünen Teilen und besonders auf den grünen Schoten von einer Krankheit befallen, die durch Kühn²⁾ genauer bekannt geworden ist. Sie zeigt sich gewöhnlich im Juni, bei den Sommerjaaten - später. Es bilden sich kleine, schwarzbraune oder braunschwarze Flecke, die aus dem Pilze bestehen; das umliegende Gewebe bleibt zunächst

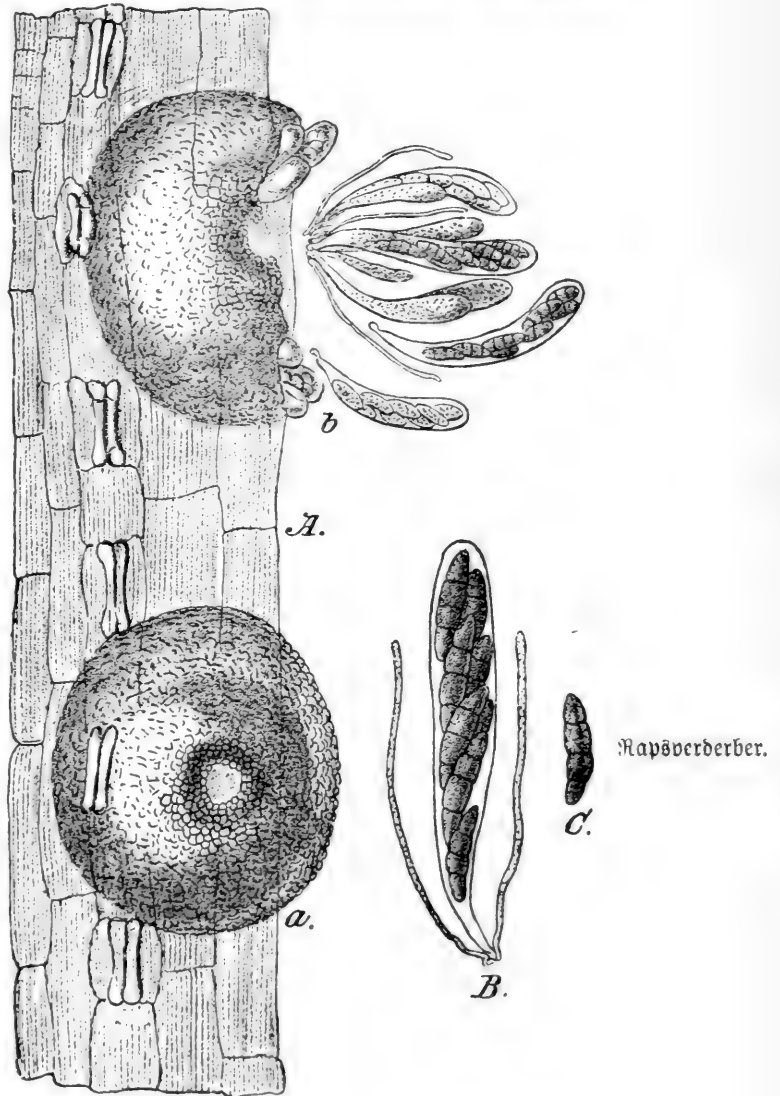


Fig. 63.

***Leptosphaeria Tritici*.** A. Ein Stück Weizenblatt, bei a mit einem ganzen, bei b mit einem aufgeschnittenen Perithecium, letzteres mit herausgedrückten Sporenschläuchen in verschiedenen Reifezuständen und mit Paraphysen. Auf dem Scheitel der Peritheccien ist die durch die Epidermis hervorbrechende porenförmige Mündung sichtbar. B Ein reifer Sporenschlauch mit zwei Paraphysen. C eine der acht vierzelligen, gelben Sporen aus dem Sporenschlauch. B und C noch stärker vergrößert.

¹⁾ Passerini, La Nebbia dei Cereali. Parma 1876.

²⁾ Hedwigia 1855, pag. 86, und Krankheiten der Kulturgewächse, pag. 165.

grün, dann wird es mißfarbig und trocknet ein. An den Schoten hat dies zur Folge daß sie einschrumpfen, dürr werden und leicht von selbst aufspringen. Bei spätem Befall können die Samen zur Ausbildung kommen, beizeitigem schrumpfen und verderben sie ebenfalls. Die Krankheit vermindert daher sowohl den Körnerertrag als den Futterwert des Strohes; an den am stärksten und frühesten befallenen Stellen soll der Ertrag zuweilen gleich Null sei. Kühn hat gezeigt, daß die Krankheit von einem Pilz herrührt, dessen dünne, farblose, verästelte Fäden zunächst zwischen den inneren Zellen verbreitet sind, eine Trübung des Zellinhaltes, Mißfarbigwerden der Chlorophyllkörner, endlich auch eine Bräunung der Zellmembranen hervorbringen. Unter der Epidermis der krank gewordenen Stellen entwickelt sich das Mycelium zu einer Art Lager, indem die Fäden stärkere Äste bekommen, die sich immer dichter aneinander drängen und in mehreren Schichten übereinander liegen. Von diesem Lager dringen nun einzelne Fäden durch die Epidermis hervor, um hier zu Conidienträgern zu werden. Das sind ziemlich kurze, vertikal von der Oberfläche der Pflanzenteile sich erhebende, unverzweigte Fäden, welche einige Querswände bekommen und sich bräunen. Sie schnüren an der Spitze eine Spore ab, die bei ihrem ersten Auftreten rund ist, dann eiförmig langgestreckt, im reifen Zustande spindelförmig oder verkehrt keulenförmig, durch mehrere Querscheidewände septiert und braun wird, oben in eine langgezogene Spitze endigt, 0,12—0,14 mm lang ist. Diese Sporen fallen sehr leicht ab und keimen dann äußerst leicht wieder; oft wächst, noch wenn sie auf dem Conidenträger stehen, ihre fadenförmige Spitze weiter und kann eine zweite, diese wohl eine dritte Spore erzeugen, so daß mehrere kettenförmig übereinander stehen (die Form *Alternaria Nees*). Dieser Conidienzustand ist als *Sporidesmium exitiosum Kühn* oder *Polydesmus exitiosus Mont.* bezeichnet worden. Auf den Blättern erzeugt der Pilz rundliche, braune, oft von einem gelben oder rötlichen Hofe umgebene Flecke. Hier hat ihn Kühn auch in der Form von Pykniden, diese als *Depazea Brassicae* bezeichnet, d. h. als sehr kleine, schwarze, runde, in der Blattmasse zum Teil eingesenkte Kapseln, angetroffen. Die Zusammengehörigkeit beider Pilzformen wurde dadurch konstatiert, daß durch künstliche Ausfaat der Conidien auf grüne Blätter Flecke entstanden, in denen die *Depazea* sich bildete, und daß auch im freien Felde auf den *Depazea*-Flecken die Conidienträger gesehen wurden. Wenn zu diesem Pilze eine Perithecienform gehört, ist nicht zu bezweifeln. Daß wir die eingangs genannte *Leptosphaeria* dafür ansprechen, so geschieht dies auf die Ansicht Fückel's¹⁾ hin; doch bedarf dies noch des sicheren Nachweises. Fückel hat diese Perithecien im Frühling auf dürren Stengeln von *Brassica Napus* und *Rapa* gefunden; ihre Asci enthalten acht spindelförmige, nur durch Querswände in meist sechs, selten bis zu zehn Zellen geteilte gelbe Sporen. Dagegen zieht Comes²⁾ den Napsverderber in den Formenkreis der auf abgestorbenen Stengeln zahlreicher Kräuter wachsenden *Pleospora herbarum*.

Daß der Pilz die Ursache der Krankheit ist, hat Kühn durch Infektionsversuche nachgewiesen, bei denen er durch Ausfaat von Conidien auf den Schoten schon nach wenigen Tagen kranke Flecke erzeugen konnte. Die Keimschläuche dringen durch die Spaltöffnungen ein. Die Sporen haben noch

¹⁾ l. c. pag. 136.

²⁾ *Le Crittogame parassite*. Napoli 1882, pag. 434.

nach Jahresfrist ihre Keim- und Infektionskraft. Die leichte Keimfähigkeit und schnelle Entwicklung des Pilzes erklärt es, daß die Krankheit auf dem Felde, besonders wenn Gewitter und feuchtwarme Witterung herrschen, oft in wenig Tagen mit rapider Schnelligkeit um sich greift. Außerdem kommt der Pilz noch auf andern Cruciferen, z. B. auf verschiedenen Unkräutern, wie Hederich und *Diploaxis tenuifolia*, vor, und an den Blättern aller dieser Pflanzen findet er sich auch während des Winters. Bei der so großen Verbreitung des Schmarogers läßt sich schwer etwas gegen denselben thun. Kühn rät, befallene Pflanzen zeitig zu ernten und in Haufen zu setzen, so daß die Schoten nach innen stehen, der Regen von diesen abgehalten wird, aber Luft frei durchstreifen kann, um das Trockenwerden der Schoten zu beschleunigen, deren Körner dann auszureifen vermögen.

Möhrenverderber hat Kühn (l. c.) einen Pilz genannt, der von *Polydesmus exitiosus* keine nennenswerten Verschiedenheiten zeigt und daher für eine Varietät desselben gehalten wird. Er bringt an den Möhren, immer von den Blattspitzen und den äußeren Blättern beginnend, schwarzgraue Flecke hervor, die sich ausbreiten, zusammenfließen und endlich das ganze Kraut schwärzen können; auch auf die Wurzel soll der Pilz bisweilen übergehen.

Möhren-
verderber.

III. *Didymosphaeria* Fuckel.

Die Perithezien haben eine papillenförmig hervorragende Mündung, um welche die Oberhaut des Pflanzenteiles meist geschwärzt ist durch eine aus fest verbundenen braunen Fäden bestehende Schicht, und enthalten zwischen Paraphysen achtsporige Schläuche, deren Sporen zweizellig, braun oder farblos sind. Die meisten leben auf abgestorbenen, nur die wenigen hier erwähnten auf lebenden Stengeln, ohne erhebliche Beschädigung zu veranlassen.

1. *Didymosphaeria Genistae* Fuckel, an lebenden Ästen von *Genista pilosa*. Auf *Genista*.
2. *Didymosphaeria epidermidis* Fuckel, an lebenden Ästen von *Berberis* und *Corylus*. Auf *Berberis* und *Corylus*.
3. *Didymosphaeria albescens* Niessl, auf gebleichten Flecken des Periderms lebender Äste von *Lonicera*, *Xylosteum* und *Myricaria germanica*. Auf *Lonicera* und *Myricaria*.

IV. *Venturia* Ces. et de Not.

Die eingesenkten Perithezien sind an ihrer hervorragenden Mündung mit steifen, dunklen Borsten besetzt und enthalten Paraphysen und Asci, die Sporen sind zweizellig, farblos oder grünlich oder bräunlich gefärbt. Die meisten Arten leben saprophyt auf toten Pflanzenteilen, nur wenige auf lebenden Blättern. Wir nehmen die Gattung hier in dem von Winter¹⁾ aufgestellten Sinne.

Venturia.

1. *Venturia Geranii* (Fr.) Winter (*Dothidea Geranii* Fr. Stigma *Geranii* Fr.), an der Oberseite der Blätter von *Geranium pusillum*, *molle* etc., auf einem purpurroten Fleck zerstreut oder in kreisförmiger Anordnung stehende Perithezien bildend. Auf *Geranium*.

¹⁾ Rabenhorst, Kryptogamenflora. Die Pilze 1. 2. Abth., pag. 433.
Frank, Die Krankheiten der Pflanzen. 2. Aufl. II. 20

- Auf Rumex. 2. *Venturia Rumicis* (*Desm.*) *Winter*, auf den Blättern verschiedener Rumex-Arten; die Peritheccien stehen in kleinen Gruppen auf kleinen, bräunlichen, dünnen Blattflecken, welche grün oder purpurn umrandet sind. Fuckel rechnet hierher als Conidienform *Ramularia obovata* (s. unten).
- Auf Epilobium. 3. *Venturia maculaeformis* (*Desm.*) *Winter* (*Dothidea maculaeformis Desm.*, *Sphaerella Epilobii Fuckel*, *Dothidea Johnstonii Berk. et Br.*), auf Blättern verschiedener Epilobium-Arten, wo die Peritheccien gesellig auf kleinen weißlichen oder bräunlichen franken Flecken sitzen, welche von einem purpurbraunen Hofe gesäumt sind.
- Auf Dryas. 4. *Venturia islandica* *Johans.*, auf *Dryas octopetala* in Island.
- Auf Comarum. 5. *Venturia palustris* *Bomm. et Rouss.*, auf *Comarum palustre* in Belgien.
- Auf Erica. 6. *Venturia Straussii* *Sacc. et Roum.*, auf Blättern und Ästchen von *Erica scoparia* in Frankreich.
- Auf Lonicera. 7. *Venturia Lonicerae* *Sacc.*, auf den unteren Blättern von *Lonicera Xylosteum*.

V. Gibellina Pass.

- Gibellina. Die Peritheccien sitzen in einer in dem Pflanzenteile mehr oder weniger ausgebreiteten schwarzgrauen, von Pilzfäden gebildeten stromaartigen Schicht und brechen mit einer halsartigen Mündung hervor; sie enthalten Paraphysen und achtsporige Schläuche; die Sporen sind länglichrund, zweizellig, bräunlich.
- Auf Weizen. *Gibellina cerealis* *Pass.*, auf dem Weizen, bisher nur in Italien, von Passerini¹⁾ beobachtet; der Pilz erzeugt auf den Blattscheiden schwarze, zum Teil zusammenfließende Streifen, in denen die hervortretenden Peritheccien reihenweise sitzen; die Sporen sind 0,022—0,030 mm lang. Infolgedessen verfärben sich und vertrocknen die Blattspreiten. Passerini²⁾ erhielt durch Ausstreuen kranker Halmsstücke und Einsaat von Weizenkörnern in Gartenerde im ersten Jahre nicht kranke Pflanzen, bei der Ausaat im zweiten Jahre aber reichlich neue Peritheccien auf den aufgewachsenen Getreidepflanzen; nach seiner Vermutung bleiben die Sporen nicht ungekeimt jahrlang in der Erde, sondern bilden ein Mycelium, welches vielleicht in den Wurzeln überwintert.

VI. Ophiobolus Riess.

- Ophiobolus. Die Peritheccien sind ohne Stroma dem Pflanzenteile eingesenkt, nur mit der meist cylindrisch verlängerten halsförmigen Mündung hervorstachend, später mehr oder weniger hervorstachend, und durch ihre sehr langen Asci ausgezeichnet, welche fadenförmig lange, oft mit zahlreichen Querscheidungen versehene gelbliche Sporen enthalten. Paraphysen vorhanden.
- Weizenhalmtoter. *Ophiobolus herpotrichus* (*Fr.*) *Sacc.* (*Sphaeria herpotricha Fr.*, *Rhaphidophora herpotricha Tul.*), der Weizenhalmtöter auf Weizen, wobei auf den unteren Blättern und Halmgliedern eine Schwärzung und

¹⁾ *Revue mycolog.* 1886, pag. 177.

²⁾ *Bollettino del Comitato agrar. parm.* Parma 1890.

kleine schwarze Pünktchen, die Peritheccien, sich zeigen. Infolge des Befallens werden die Pflanzen trocken und weißlich, die Ähren krümmen sich mehr oder weniger, zeigen schwarz- und braunfleckige Spelzen und enthalten verkümmerte oder klein bleibende Körner. Die 0,5–0,75 mm großen, schwarzen Peritheccien findet man besonders an den Stoppeln entwickelt, oft einem braunfädigen Myceliumpilz aufsitzend. Die Asci sind 0,18–0,20 mm lang, die Sporen fast so lang als die Asci. Wahrscheinlich überwintern die Peritheccien, weshalb Verbrennen solcher Stoppeln angezeigt ist. Der Pilz ist zuerst in Italien beobachtet worden; Morini¹⁾ hat die erwähnte Erkrankung des Weizens in Italien beschrieben und dabei außer *Sphaerella exitialis* und verschiedene auf Gramineen bekannte *Septoria*-Formen auch den vorstehenden Pilz gefunden, den er als *Ophiobolus herpotrichus* Sacc. var. *breviasca* Morin. bezeichnet. Eine zugleich gefundene *Hendersonia herpotricha* Sacc. wird als zugehörige Pyknidenform vermutet. Nach Villieux und Delacroix²⁾ hat der Pilz sich neuerdings auch in Frankreich, so besonders an der Umgegend von Paris gezeigt, wo man ihn *Maladie du Pied* oder *Piétin du Blé* genannt hat.

Im Sommer 1894 habe ich den Pilz zum erstenmal in vielen Gegenden Deutschlands beobachtet, wo sein Mycelium nicht nur den Halme grund durchwucherte, sondern auch bis in die Wurzeln hinabwuchs und diese tötete, so daß die Weizenhalme zeitig abstarben, weiß und notreif wurden³⁾; der oben gegebene deutsche Name dürfte daher bezeichnend sein. Zu einem Falle fand ich an den verpilzten Teilen auch eine Pyknidenform, welche ich *Phoma Tritici* nenne und welche vielleicht zu *Ophiobolus* gehört.

VII. *Dilophia* Sacc.

Die Peritheccien, dicht gedrängt stehend, sind in den Pflanzenteil eingesenkt und bleiben dauernd von der Epidermis bedeckt. Die Schläuche enthalten je acht fast fadenförmige, lange, mit zahlreichen Querswänden versehene Sporen, die an jedem Ende mit einem fadenförmigen Anhängsel versehen sind.

Dilophia.

Dilophia graminis Sacc., auf den Blättern und Blattcheiden verschiedener Gramineen, sowohl des Getreides als der Gräser. Schon vor der Blütezeit finden sich auf den grünen Blättern kleine, weißliche, etwas in die Länge gezogene Flecke, auf deren Mitte kleine schwarze Pünktchen sichtbar werden, die bisweilen so dicht stehen, daß die ganze Mitte wie ein schwärzlicher Fleck erscheint. Auf den Blattcheiden werden die bleichen Flecke bisweilen größer, bis zur Länge von einem oder einigen Centimetern, die Scheide rings umgebend, und sind dann mit zahlreichen schwarzen Pünktchen versehen. Das Wachstum der Halme kann dadurch schon zeitig gehemmt werden. Die schwarzen Pünktchen sind aber keine Peritheccien, sondern Pykniden, in denen cylindrische, einzellige, farblose, 0,010 mm lange, an beiden Enden mit einigen abstehenden ästigen Haaren versehene Stylosporen erzeugt werden. In dieser Form ist der Pilz schon länger unter dem Namen *Dilophospora graminis* Desm., bekannt und wiederholt gefunden

Auf Getreide und Gräsern.

¹⁾ Nuovo giorn. botan. ital. XVIII. 1886, pag. 32.

²⁾ Bull. Soc. Mycol. de France VI. 1890, pag. 110.

³⁾ Deutsche landw. Presse, 22. August. 1894.

worden. Nach Fückel¹⁾ sollen sich später aus den Pykniden die im Frühjahr auf dem abgestorbenen Stroh reifenden Perithezien bilden, indem Sporenschläuche mit 0,072 mm langen Sporen von der oben beschriebenen Beschaffenheit sich in ihnen entwickeln; vielleicht aber erscheinen die Perithezien zwischen den alten Pykniden. Auch Saccardo hat diese Perithezien gefunden und danach dem Pilze obigen Namen gegeben. Nicht erwiesen ist Fückels Annahme, daß *Mastigosporium album* Riess. (s. unten) die Conidienform des Pilzes sei; ich habe weder nach *Mastigosporium* die *Dilophospora* folgen, noch der letzteren jenes vorausgehen sehen. Die Stylosporen sind, wie Karsten²⁾ beobachtet hat, keimfähig: sie bekommen in der Mitte eine Einschnürung, zu beiden Seiten derselben eine Anschwellung und lösen sich daselbst in zwei Hälften; an der nämlichen Stelle entsteht der Keimschlauch. Weitere Entwicklung ist nicht beobachtet worden. Dieser Pilz wurde in der Pyknidenform schon von Desmazieres³⁾ 1840 in Frankreich auf Roggen beobachtet. In England hat ihn Berkeley⁴⁾ 1862 bei Southampton in einem Weizenfelde gefunden, wo die Ähren fast völlig körnerlos blieben, weil der Pilz in den Spelzen und Ährenspindeln sich entwickelt hatte. Fückel⁵⁾ fand den Schmarotzer an *Holcus lanatus* im Rheingau, Karsten (l. c.) an *Festuca ovina*; um Leipzig ist er in den siebziger Jahren von mir mehrfach an *Dactylis glomerata* beobachtet worden. Auf dem Getreide scheint er in Deutschland noch nicht bemerkt worden zu sein.

**Sphaerella und
Laestadia.**

VIII. *Sphaerella* Ces et de Not. und *Laestadia* Awd.

Die sehr kleinen, schwarzen, dünnwandigen Perithezien sind nur der Epidermis oder den oberflächlichen Gewebeschichten eingesenkt, seltener treten sie später mehr oder weniger hervor; sie sind kugelig und haben nur einen einfachen Porus am Scheitel; sie enthalten keine Paraphysen, nur ein Büschel feulenförmiger Schläuche mit je 8 ungleich zweizelligen, eiförmigen, meist farblosen Sporen. Formen, bei denen die Sporen einzellig sind, hat man mit dem besonderen Gattungsnamen *Laestadia* bezeichnet; indeß dürfte diese Unterscheidung gewisse Schwierigkeiten haben, da bisweilen die Septierung der Sporen undeutlich und im nicht völlig reifen Zustande jedenfalls noch nicht vorhanden ist. Die meisten Arten dieser umfangreichen Gattung finden sich auf abgestorbenen, verwesenden Blättern oder Stengeln der verschiedensten Pflanzen. Manche derselben hat man für die Perithezien solcher Pilze gehalten, welche auf kranken Flecken lebender Blätter in der Form von Conidien oder von Pykniden auftreten (s. unten); doch ist dies noch keineswegs sicher entschieden. Einige *Sphaerella*-Arten aber treten mit ihren Perithezien

¹⁾ *Symbolae mycolog.*, pag. 130 und 300.

²⁾ *Botanische Untersuchungen*, pag. 336.

³⁾ *Ann. des sc. nat.* 2. sér. T. XIV.

⁴⁾ *Vergl. Bot. Zeitg.* 1863, pag. 245.

⁵⁾ *Bot. Zeitg.* 1862, pag. 250. *Symbolae mycol.*, pag. 130 u. 1. Nachtrag, pag. 12.

wirklich parasitisch auf lebenden Blättern auf, hier Blattfleckenkrankheiten verursachend, reifen jedoch die Perithezien meist auch erst auf den abgestorbenen Blättern. Diese Arten zählen wir hier auf.

1. Auf Farnen. a) *Sphaerella Polypodii Fockel* (*Sphaerella tyrolensis Awd.*), auf dürr werdenden braunen Flecken der lebenden Blätter von *Polypodium vulgare*, *Aspidium Filix mas*, *Asplenium Trichomanes*, *Pteris aquilina*. Auf Farnen.

b) *Sphaerella Filicum Awd.*, auf beiden Seiten brauner Flecken an lebenden Blättern von *Aspidium Filix mas*, *spinulosum* und *Asplenium Adiantum nigrum*.

c) *Sphaerella Pteridis de Not.*, auf den Blättern von *Pteris aquilina*.

d) *Sphaerella Equiseti Fockel*, auf *Equisetum palustre* und *sylvaticum*.

2. Auf Gramineen. a) *Sphaerella exitialis Morini*, auf den Blattscheiden und Blättern des Weizens, wo die braunen, kugeligen Perithezien auf beiden Blattseiten stehen und schwarzgraue Streifen bilden, worauf die Blätter vertrocknen und infolgedessen die Ähren und Körner sich mangelhaft entwickeln. Sporen cylindrisch, eiförmig, 0,014—0,016 mm lang, ungleich zweizellig. Der Pilz war bisher nur in Italien von Morini¹⁾ beobachtet worden; im Sommer 1894 habe ich ihn in verschiedenen Gegenden Deutschlands auf Weizenblättern aufgefunden, teils für sich allein, teils in Gesellschaft mit *Leptosphaeria Tritici* und andern Weizenpilzen. Ebenso fand er sich in Pommern auf Gerste. Auf Gramineen

b) *Sphaerella basicola Frank*, auf den unteren Blattscheiden des Roggens, 1894 in vielen Gegenden Deutschlands, oft in Gesellschaft mit *Leptosphaeria herpotrichoides* (S. 301) von mir gefunden. Die Perithezien stehen einzeln, zerstreut, in der Außenseite der Scheide, sind 0,12—0,18 mm im Durchmesser, mit dünner, brauner Wand, einfacher, runder, porenförmiger Mündung, rötlichem Kern und 0,010—0,012 mm langen, spindelförmigen, in der Mitte eingeschnürten Sporen.

c) *Sphaerella leptopleura de Not.*, auf Blattscheiden des Roggens in Italien. Die Perithezien der Länge nach reihenförmig geordnet, Sporen ein- oder undeutlich zweizellig.

d) *Sphaerella longissima Fockel*, auf Blättern von *Bromus asper*, Perithezien dicht stehend und lange Streifen bildend.

e) *Sphaerella recutita Cooke*, auf den Blättern von *Dactylis glomerata*, auf denen die Perithezien in langen, parallelen Reihen stehen, wodurch das Blatt grau gefärbt erscheint und abstirbt. Sporen länglich-faulenförmig, 0,012—0,014 mm lang.

f) *Laestadia canificans Sacc.*, auf Blättern von *Triticum repens*, die dadurch fast grau erscheinen.

g) *Sphaerella Hordei Karst.*, auf den Oberseiten der Blätter von *Hordeum vulgare* in Sinnland, schädlich; die schwarzen Perithezien sind niedergedrückt kugelig, die Sporen länglich spindelförmig, an der Scheidewand eingeschnürt, 0,018—0,024 mm lang.

¹⁾ Nuovo giorn. botan. ital. XVIII. 1886, pag. 32.

h) *Sphaerella Zeae* Sacc., auf Maisblättern trockene weißliche, gelb geäumte Flecke bildend, auf denen die punktförmigen Perithecieen herdenweise stehen. Sporen oblong-spindelförmig, gekrümmt, 0,020 mm lang. Bisher nur in Oberitalien gefunden.

i) *Sphaerella paulula* Cooke, auf Blattstcheiden des Mais in Amerika; Sporen 0,005 mm lang.

k) *Sphaerella Ceres* Sacc., auf bleichen Blattflecken von Sorgho in Italien. Auf den Flecken sollen zunächst Pykniden mit eiförmigen, zweizelligen, 0,014 mm langen Sporen, später die Perithecieen auftreten, deren Sporen oblong-eiförmig, in der Mitte eingeschnürt, 0,020 mm lang sind.

Auf Juncaceen.

3. Auf Juncaceen. *Sphaerella Luzulae* Cooke, auf Blättern von *Luzula albida* in Österreich.

Auf Liliaceen.

4. Auf Liliaceen. a) *Sphaerella allicina* Awd., auf Blättern und Schäften verschiedener *Allium*-Arten, besonders Zwiebel und Knoblauch. Die dicht herdenweise stehenden Perithecieen sind von der grauschimmernden Epidermis gedeckt. Sporen oblong, nicht eingeschnürt, 0,016 mm lang. Ob dieser und der folgende Pilz wirklich an lebenden Teilen auftreten, ist mir nicht sicher.

b) *Sphaerella Schoenoprasi* Awd., auf Blättern von *Allium Schoenoprasum* und *Porrum* große graue Flecke bildend, in denen die Perithecieen dicht herdenweise sitzen. Sporen oblong, schwach eingeschnürt, 0,017–0,021 mm lang. Auch Pykniden mit einzelligen, spindelförmigen, 0,025–0,028 mm langen Sporen sind dabei gefunden worden.

c) *Sphaerella brunneola* Cooke, auf Blättern von *Convallaria majalis*.

Auf Polygonaceen.

5. Auf Polygonaceen. *Sphaerella Polygonorum* Sacc., auf Blättern von *Polygonum* und *Rumex*.

Auf Caryophyllaceen.

6. Auf Caryophyllaceen. a) *Sphaerella tingens* Niessl., auf roten Blattflecken von *Arenaria ciliata* in der Schweiz.

b) *Sphaerella isariphora* Ces. et de Not. (*Sphaerella Stellariae* Fuckel), auf *Stellaria*, vielleicht zu *Isariopsis* gehörig (s. unten).

Auf Cupuliferen.

7. Auf Cupuliferen. a) *Sphaerella punctiformis* Rabenh., auf der unteren Blattseite von *Quercus*, *Fagus*, *Castanea*, *Aesculus*, *Cornus*.

b) *Laestadia sylvicola* Sacc. et Roum., auf beiden Blattseiten von *Quercus Robur*.

c) *Laestadia punctoidea* Awd., auf der oberen Blattseite der Eichenblätter.

d) *Laestadia contecta* Sacc., auf *Quercus coccifera* in Frankreich.

e) *Laestadia Cerris* Pass., auf Blättern von *Quercus Cerris* in Italien.

Auf Betulaceen.

8. Auf Betulaceen. a) *Sphaerella harthensis* Awd., auf der unteren Blattseite von *Betula*.

b) *Sphaerella Alni* Sacc., auf *Alnus glutinosa*.

Auf Cannabinaceen.

9. Auf Cannabinaceen. *Sphaerella erysiphina* Cooke, auf bräunlichen, trocknen, schwärzlich gerandeten Blattflecken des Hopfens, in England.

Auf Ulmaceen.

10. Auf Ulmaceen. a) *Sphaerella comedens* Pass., auf trocknen, hellbraunen Flecken der Blätter von *Ulmus campestris*.

b) *Sphaerella ulmifolia* Pass., auf Blättern von *Ulmus campestris* in Italien.

11. Auf Platanaceen *Sphaerella Platani* Ell. et Mort., auf Platanaceen. den Blättern von *Platanus occidentalis* in Amerika.

12. Auf Salicaceen. a) *Sphaerella genuflexa* Awd. auf den unteren Blattseiten von *Salix alba*.

b) *Sphaerella salicicola* Fuckel, auf der oberen Blattseite von *Salix caprea*, *nigricans* und *triandra*.

c) *Sphaerella macularis* Awd., auf den oberen Blattseiten von *Populus tremula*; Sporen 0,007—0,009 mm lang.

d) *Sphaerella crassa* Awd., auf den oberen Blattseiten von *Populus tremula* und *alba*; Sporen 0,018—0,025 mm lang.

e) *Sphaerella major* Awd., auf den unteren Seiten der Blätter von *Populus tremula*; Sporen 0,014 mm lang.

f) *Sphaerella maculans* Pass., auf Blättern von *Populus alba* in Italien.

13. Auf Ranunculaceen. a) *Sphaerella Pulsatillae* Awd., auf *Pulsatilla pratensis*. Ranunculaceen.

b) *Sphaerella Adonidis* Sacc., auf *Adonis vernalis*.

14. Auf Magnoliaceen. a) *Sphaerella Liriodendri* Cooke, auf den oberen Blattseiten von *Liriodendron tulipifera* in Amerika. Magnoliaceen.

15. Auf Berberideen. *Sphaerella Berberidis* Awd., auf *Berberis vulgaris*. Auf Berberideen.

16. Auf Cruciferen. a) *Sphaerella brassicaecola* Ces. et de Not., auf bräunlichen, vertrocknenden Blattflecken von Kohl, Raps, Rettich und Meerrettich, auf denen die Perithezien dicht herdenweise an beiden Blattseiten stehen. Sporen oblong oder schwach keulenförmig, 0,018 mm lang. Auf Cruciferen.

b) *Sphaerella Cruciferarum* Sacc., auf Stengeln und Schoten von *Ersimum*, *Lepidium* und andern Cruciferen.

17. Auf Aurantiaceen. a) *Sphaerella Hesperidum* Penz. et Sacc., auf Blättern von *Citrus Limonum* in Norditalien.

b) *Sphaerella inflata* Penz., auf lebenden Ästchen von *Citrus Aurantium* in Italien.

18. Auf Celastraceen. *Sphaerella Evonymi* Awd., auf der unteren Blattseite von *Evonymus europaeus*. Auf Celastraceen.

19. Auf Anacardiaceen. *Sphaerella Pistaciae* Cooke, auf Blättern von *Pistacia* in Südfrankreich. Anacardiaceen.

20. Auf Tiliaceen. *Sphaerella sparsa* Awd., auf den Blattunterseiten von *Tilia parvifolia*. Auf Tiliaceen.

21. Auf Oxalideen. *Sphaerella depazeaeformis* (Awd.) Winter (*Sphaerella Carlii* Fuckel, *Carlia Oxalidis* Rabenh., *Laestadia Oxalidis* Sacc.), auf rundlichen, weißlichen, später braunen Blattflecken von *Oxalis Acetosella* und *corniculata*. Auf Oxalideen.

22. Auf Vitaceen. *Sphaerella Vitis* Fuckel, siehe unten *Cercospora vitis*. Auf Vitaceen.

23. Auf Buxaceen. *Laestadia excentrica* Sacc., auf weißen Blattflecken von *Buxus sempervirens* in Frankreich. Auf Buxaceen.

24. Auf Ribesiaceen. *Sphaerella Ribis* Fuckel, auf den oberen Blattseiten von *Ribes rubrum*. Auf Ribesiaceen.

25. Auf Umbelliferen. a) *Sphaerella sagedioides* Winter, auf Stengeln von *Daucus Carota* und *Dipsacus sylvestris* bei Zürich. Auf Umbelliferen.

b) *Sphaerella rubella* *Niessl et Schröt.*, auf Stengeln von *Angelica sylvestris*.

Auf Urtaliaceen.

26. Auf Urtaliaceen. *Sphaerella hedericola* *Cooke*, auf Blättern von *Hedera Helix*.

Auf Cornaceen.

27. Auf Cornaceen. *Laestadia sytoma solare* *Sacc.*, auf der oberen Seite der Blätter von *Cornus sanguinea*, kreisförmig um franke Flecke stehend.

Auf

Thymeläaceen.

28. Auf Thymeläaceen. *Sphaerella Laureolae* *Awd.*, auf Blättern von *Daphne Laureola*.

Auf Onagraceen.

29. Auf Onagraceen. *Sphaerella Epilobii* *Sacc.* auf *Epilobium*.

Auf Spiräaceen.

30. Auf Spiräaceen. *Sphaerella maculans* *Sacc. et Roum.*, auf den Blätterunterseiten von *Spiraea Ulmaria*.

Auf Rosaceen.

31. Auf Rosaceen. a) *Sphaerella Dryadis* *Awd.*, auf den oberen, und *Sphaerella Biberwierensis* *Awd.*, auf den unteren Blattseiten von *Dryas octopetala*.

b) *Laestadia rhytismoides* *Sacc.*, auf den oberen Blattseiten von *Dryas octopetala*.

c) *Sphaerella Winteri* *Sacc.*, auf Blättern von *Rubus corylifolius* in Italien.

d) *Laestadia Rosae* *Awd.*, auf den unteren Blattseiten von *Rosa canina*.

e) *Sphaerella Fragariae* *Sacc.* (*Stigmatea Fragariae* *Tul.*), ist die Ursache der Fleckenkrankheit der Erdbeerblätter, wo auf den kleinen, weißen, dunkelrot gesäumten Flecken gewöhnlich Pykniden (*Phyllosticta fragaricola* f. unten) auftreten: doch sind auch andre Formen, nämlich *Ascochyta* und *Septoria* gefunden worden. *Tulasne*¹⁾ hat auf ihnen auch Conidienträger von der Form der *Ramularia* (f. unten) beobachtet. An den älteren verwesenden Blättern hat derselbe im Winter eine andre Form von Conidienträgern und mit diesen zusammen Perithecieen mit länglich eiförmigen, schwach eingeschnürten, 0,015 mm langen Sporen gefunden. Erstere entsprechen der Gattung *Graphium*. d. h. es sind stielartige, dunkel gefärbte Körper, die aus vielen parallel verwachsenen Hyphen bestehen, welche oben pinselförmig auseinander treten und Ketten elliptischer, einfacher Sporen abschnüren. Ob nun aber die auf den faulenden Blättern gefundenen Perithecieen, wie *Tulasne* annimmt, mit jenem Schmarotzer der Blattflecke zusammengehören, ist freilich nicht sicher erwiesen. *Fuckel*²⁾ will statt des *Graphium* eine andre, wenn auch ähnliche Form von Conidienträgern, einen *Stysanus*, gefunden haben. Auch er sieht die Perithecieen als Organe des Parasiten an, ohne dies näher zu begründen. Überhaupt bedarf es genauerer Untersuchungen darüber, ob oder wie weit die hier erwähnten Pilzformen zusammengehören. Diese Fleckenkrankheit ist außerordentlich häufig, meist jedoch ohne bemerkbaren Schaden zu machen. Bespritzung mit Kupfervitriol ist dagegen empfohlen worden. In Nordamerika soll eine Bespritzung stark erkrankter Erdbeerpflanzen bald nach der Fruchternte mit einer 2prozent. Schwefelsäurelösung zwar die alten Blätter getötet, aber auf dem neu gebildeten Laub das Auftreten des Pilzes verhütet haben, was bei den nicht behandelten Pflanzen nicht eintrat³⁾.

¹⁾ *Fungorum Carpologia* I., pag. 288. Taf. XXXI.

²⁾ l. c. pag. 108.

³⁾ Report of the chief of the Section of veget. pathol. for the year 1889. Washington 1890.

Einen Fall, wobei die Blätter von Treib-Erdbeeren, die in sehr kräftigem Boden standen, durch die zahlreichen Flecken bis zum Vertrocknen beschädigt wurden, die Krankheit sich aber verlor, als die Pflanzen im Frühjahr in lockeren Gartenboden gepflanzt wurden, erwähnt Sorauer¹⁾.

32. Auf Pomaceen. a) *Sphaerella sentina* *Fuekel*, siehe unten Auf Pomaceen. *Septoria piricola*.

b) *Sphaerella Bellona* *Sacc.*, siehe unten *Phyllosticta pyrina*.

c) *Sphaerella pomi* *Pass.*, in kleinen braunen nicht berandeten Flecken auf der Blattoberseite des Apfelbaumes in Oberitalien.

d) *Laestadia radiata* *Sacc.*, auf *Sorbus torminalis*.

33. Auf Leguminosen. a) *Sphaerella Vulnerariae* *Fuekel*, Auf Leguminosen. auf braunen, trockenen Blattflecken von *Anthyllus vulneraria*. Sporen cylindrisch oder schwach keulenförmig, 0,010—0,013 mm lang. Fuekel rechnet hierzu als Conidienform *Cercospora radiata* und als Spermogonienform die *Ascochyta Vulnerariae*.

b) *Sphaerella phaseolicola* *Sacc.*, auf Blättern von *Phaseolus* blaß-rötliche Flecken bildend, auf denen später die Perithezien erscheinen. Sporen oblong, 0,015—0,020 mm lang. In Frankreich.

c) *Sphaerella Morieri* *Sacc.*, auf braunen Flecken der Blätter von *Pisum* und *Phaseolus*, auf denen später die Perithezien mit ellipsoidischen, 0,016—0,018 mm langen Sporen sich bilden. In Frankreich.

d) *Sphaerella pinodes* *Niessl*, auf Stengeln von *Pisum sativum*.

e) *Sphaerella Cytisi sagittalis* *Awd.*, auf den Stengelspitzen von *Cytisus sagittalis*.

f) *Sphaerella Ceratoniae* *Pass.*, auf Blättern von *Ceratonia Siliqua* in Sicilien.

34. Auf Ericaceen. a) *Sphaerella Vaccinii* *Cooke*, auf Blättern Auf Ericaceen. von *Vaccinium Myrtillus* und *arborescens*.

b) *Sphaerella brachytheca* *Cooke*, auf den oberen Blattseiten von *Vaccinium Vitis idaea*.

c) *Laestadia Rhododendri* *Sacc.*, auf roten Blattflecken von *Rhododendron ferrugineum* in Italien.

35. Auf Pirolaceen. *Sphaerella Pirolae* *Rostr.*, auf Blättern Auf Pirolaceen. von *Pirola grandiflora* in Grönland.

36. Auf Primulaceen. *Sphaerella Primulae* *Wint.*, auf Blättern Auf Primulaceen. von *Primula minima* und *Androsace*.

37. Auf Oleaceen. *Sphaerella verna* *Sacc. et Speg.*, auf der Auf Oleaceen. Blattunterseite von *Forsythia viridissima* in Italien.

38. Auf Convolvulaceen. *Sphaerella adusta* *Niessl*, auf Auf Convolvulaceen. Stengeln von *Convolvulus arvensis* bei Brüssel.

39. Auf Labiaten. a) *Sphaerella umbrosa* *Sacc.*, auf *Galeopsis* Auf Labiaten. *versicolor* in Italien.

b) *Sphaerella polygramma* *Niessl*, auf Stengeln von *Ballota nigra*.

40. Auf Rubiaceen. *Sphaerella coffeicola* *Cooke*, auf Blättern Auf Rubiaceen. von *Coffea arabica* in Venezuela.

41. Auf Caprifoliaceen. a) *Sphaerella Clymenia* *Sacc.*, auf Auf Caprifoliaceen. *Lonicera Caprifolium* in Frankreich und Italien.

¹⁾ Pflanzenkrankheiten. 2. Aufl. II., pag. 368.

b) *Sphaerella ramulorum* Pass., auf lebenden Zweiglein von *Lonicera Caprifolium* in Italien.

c) *Sphaerella Symphoricarpi* Pass., auf lebenden Zweiglein von *Symphoricarpus racemosus* in Italien.

d) *Sphaerella Lantanae* Arzd., auf der unteren Blattseite von *Viburnum Lantana*.

e) *Sphaerella Tini* Arcang., auf Blättern von *Viburnum Tinus* in Italien.

Auf Compositen.

42. Auf Compositen. a) *Sphaerella praecox* Pass., auf Stengeln von *Lactuca saligna* in Italien.

b) *Sphaerella Jurineae* Fuck., auf *Jurinea cyanoides*.

c) *Sphaerella Arnicae* Speg., auf *Arnica montana* in Italien.

Auf verschiedenen Pflanzen.

43. Auf verschiedenen Pflanzen. *Laestadia maculiformis* Sacc., auf lebenden Blättern verschiedener Bäume, durch bauchig spindelförmige Sporen kenntlich.

IX. Physalospora Niessl.

Physalospora.

Perithezien wie bei *Sphaerella*, aber außer den Sporenschläuchen auch Paraphysen enthaltend; Sporen einzellig farblos.

Auf Citrus.

1. *Physalospora citricola* Penz., auf trockenen, weißen Blattflecken von *Citrus Limonium* in Italien.

Auf Weinbeeren.

2. *Physalospora Bidwillii* Sacc., auf Weinbeeren, siehe unten *Phoma uvicola*.

X. Arcangelia Sacc.

Arcangelia.

Perithezien wie bei *Sphaerella*, aber in den Thallus von Lebermoosen eingesenkt, schwarz, mit Haaren besetzt.

Auf Riccia.

Arcangelia Hepaticarum Sacc., im lebenden Thallus von *Riccia tumida* in Italien.

XI. Hypospila Fr.

Hypospila.

Perithezien wie bei voriger Gattung, dünnhäutig, ohne Paraphysen und mit langgestreckten Schläuchen mit je acht meist einzelligen, länglichen farblosen Sporen. Die Gattung unterscheidet sich durch ein schwarzes, zelliges Stroma, welches wie ein Schild den Scheitel des Peritheciums umgiebt und als schwarzer Fleck auf dem Blatte erscheint.

Auf Dryas.

Hypospila rhytismoides Niessl., (*Sphaeria rhytismoides* Fr., *Sphaerella rhytismoides* de Not., *Sphaerella Dryadis* Fuckel), an der Oberseite brauner Flecke der Blätter von *Dryas octopetala*.

C. Schwärzeartige Phrenomyceten, von denen nur Conidien bekannt sind.

Conidienzustände
schwärzeartiger
Phrenomyceten.

In dieser Gruppe führen wir diejenigen parasitischen Pilze auf, deren Perithezien unbekannt sind, welche aber auf der Oberfläche der befallenen Pflanzenteile dieselben oder ähnliche conidientragende Fäden

in mehr oder minder ausgebreiteten, meist dunkelbraunen Räschen bilden, wie es viele Pilze der vorhergehenden Gruppen thun, zu denen daher wahrscheinlich die nachfolgenden Pilze gestellt werden müssen, wenn ihre Perithecieen sicher aufgefunden sein werden. Zum Teil möchte vielleicht der parasitäre Charakter dieser Pilze noch zweifelhaft sein, indem manche derartige Pilzformen auf Pflanzenteilen, die schon aus einer andern Ursache abgestorben sind, also sekundär auftreten könnten.

I. Cladosporium Link.

Die aufrecht stehenden, mäßig langen, unverzweigten braunen Cladosporium. Conidienträger schnüren an der Spitze an kleinen, seitlichen Vorsprüngen die Sporen ab und haben daher eine etwas unregelmäßig knickige oder knorrigte Form; die Sporen sind eiförmig oder elliptisch, ein- oder zweizellig, bräunlich. Die Conidienträger wachsen vereinzelt oder büschelweise, bisweilen in dichten Räschen aus der Epidermis hervor, wie in Fig. 60 dargestellt ist. Die meisten dieser Pilze haben wir schon S. 292 erwähnt als die Schwärze verschiedener Pflanzen bedingend. Von den folgenden Formen lassen sich die zugehörigen Perithecieen noch nicht angeben.

1. Cladosporium fasciculare Fr., auf den Blättern der Hyacinthen und Lilien. Auf Hyacinthen und Lilien.

2. Cladosporium velutinum Ell. et Tracy, auf Phalaris canariensis in Missouri. Auf Phalaris.

3. Cladosporium Hordei Pass., auf Blättern der zweizeiligen Gerste in Frankreich. Auf Gerste.

4. Cladosporium carpophilum Thüm., nach Thümen¹⁾ auf kranken mißfarbigen Flecken der Pflirsichfrüchte. Die Sporen sind ein- oder zweizellig, 0,020 mm lang. Nach Erwin Smith²⁾ ist der Pilz auch in Nordamerika in manchen Gegenden sehr häufig. Er befällt die halb ausgewachsenen Früchte, und unter den Pilzflecken bildet die Frucht eine schützende Korflage; beim späteren Wachsen der Frucht zerklüftet dieselbe tief und unregelmäßig, was durch Regenwetter begünstigt wird. Auf Pfirsichen.

5. Cladosporium condylonema Pass., auf Blättern von Prunus domestica in Italien. Auf Prunus domestica.

6. Cladosporium juglandinum Cooke, auf Blättern von Juglans in England. Auf Juglans.

7. Cladosporium elegans Penz., auf den Blättern der Citrus-Arten in Gewächshäusern in Italien. Auf Citrus.

8. Cladosporium Rhois Arcang., auf den Blättern von Rhus coriaria in Italien. Auf Rhus.

9. Cladosporium Paeoniae Pass., auf Blättern von Paeonia officinalis. Auf Paeonia.

¹⁾ Fungi pomicoli, Wien 1879, pag. 13.

²⁾ Journ. of Mycology. V. Washington 1889. pag. 32.

- Auf Sanicula. 10. *Cladosporium punctiforme* *Fuckel*, auf Blättern von *Sanicula europaea*.
- Auf Oliven. 11. Ein *Cladosporium* auf Oliven wurde von Cuboni¹⁾ in Toscana beobachtet, wo es freisrunde, eingesenkte, rostrote Flecke erzeugte, unter denen das Fruchtfleisch fault.
- Auf Tomaten. 12. *Cladosporium fulvum* *Cooke*, auf gelben Flecken der Blätter der Tomaten, die in Glashäusern im Depart. du Nord kultiviert wurden²⁾, auch in England und Amerika bekannt³⁾. Auf Tomatenfrüchten ist ein *Cladosporium Lycopersici* *Plovz.*, angegeben worden.
- Auf Gurken. 13. *Cladosporium cucumerinum* *Ell. et Art.*, auf kranken, grauen, später grünschwärzen Flecken der Gurken, die dadurch schon zeitig vernichtet werden können und wobei häufig Tropfen gummiartiger Substanz infolge der Zerstörung der Zellen an den kranken Flecken austreten. Die Krankheit wurde von Arthur⁴⁾ bei New-York beobachtet, 1892 auch von mir in einer Gärtnerei bei Berlin, wobei sich herausstellte, daß Bespritzung mit Kupfervitriol-Kalkbrühe keinen Erfolg hatte, weil die Sporen dieses Pilzes sehr widerstandsfähig gegen Kupfer sind⁵⁾.

II. Helminthosporium *Link.*

Helminthosporium. Diese Form unterscheidet sich von der vorigen durch kurz cylindrische oder spindelförmige, mit mehreren Querswänden septierte, also wurmförmige Sporen, ist ihr aber sonst im äußeren Auftreten sehr ähnlich.

Auf Gerste. 1. *Helminthosporium gramineum* *Eriks.*, von Eriksson⁶⁾ als Ursache einer Krankheit der Gerste in Schweden im Jahre 1885 beobachtet, wobei die Blätter, von den unteren beginnend, lange, schmale, dunkelbraune Flecke bekommen, die von einem gelben Rande eingefasst sind und sich in der Längsrichtung des Blattes ausbreiten. Manche der so befallenen Pflanzen sterben ab, ehe sie die Ähre entwickelt haben. Auf den Flecken fruktifiziert der Conidienpilz, wodurch die Teile schwarz erscheinen. Die einzelnen oder zu wenigen beisammenstehenden bräunlichen Conidienträger schnüren länglich cylindrische, bräunliche, mit 1 bis 5 Querswänden versehene, sehr große, nämlich 0,050—0,100 mm lange und 0,014—0,020 mm dicke Sporen ab. In der Gegend von Stockholm wurden 1 bis 5 Prozent, bei Upsala 10—20 Prozent aller Pflanzen schließlich durch die Krankheit getötet. Im Jahre 1889 wurde dieser Pilz auf Gerste von Kirchner⁷⁾ auch bei Hohenheim, sowie in Tirol und Vorarlberg beobachtet. Ich habe ihn neuerdings auch in verschiedenen Gegenden Deutschlands gefunden.

Auf Weizen. 2. *Helminthosporium turcicum* *Pass.*, von Passerini⁸⁾ bei

¹⁾ Buletino di Notizie agrario. Roma 1889, pag. 250.

²⁾ Refer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 109.

³⁾ Garden. Chronicle 1887, II, pag. 532.

⁴⁾ Bull. of the Agricultural Exper. Station of Indiana. 1889.

⁵⁾ Jahresber. d. Sonderausch. f. Pflanzenschutz in Jahrb. d. deutsch. Landw. Ges. 1893, pag. 423.

⁶⁾ Über eine Blattfleckkrankheit der Gerste. Refer. in Botan. Centralblatt XXIX. 1887, pag. 89.

⁷⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 24.

⁸⁾ La Nebbia del gran turco. Parma 1876.

einer Krankheit des Mais in Oberitalien beobachtet, wobei die Blätter gelbflechtig wurden und vorzeitig abstarben und diesen Conidienpilz trugen. Die Sporen sind 0,085–0,092 mm lang, mit 5–8 Scheidewänden.

3. *Helminthosporium inconspicuum* C. et Ell., auf Mais-Blättern in Nordamerika. Sporen 0,08–0,12 mm lang, mit drei bis fünf Scheidewänden. Auf Mais.

4. *Helminthosporium sigmoidenum* Cav., auf Halmen und Blättern von *Oryza sativa* in Italien. Auf *Oryza*.

5. *Helminthosporium heteronemum* Oudem. (*Macrosporium heteronemum* Desm.), auf den Blättern von *Sagittaria sagittifolia* große, rundliche, hellbraune Flecke bildend, auf deren oberen Seite kleine, schwarze Näschen zerstreut stehen. Der Pilz ist zuerst von Desmazieres¹⁾ beobachtet worden. Er bildet Büschel conidientragender Fäden, welche aus der Epidermis, nicht aus den Spaltöffnungen hervorbrechen und eine verkehrt keulenförmige, durch viele Querscheidewände septierte, braune Spore abgibt.

6. *Helminthosporium nubigenum* Speg., auf den Blättern von *Arenaria tetraquetra* in Frankreich. Auf *Arenaria*.

7. *Helminthosporium echinatum* B., auf Nelken in England, wo der Pilz nach Smith²⁾ schädlich geworden ist. Auf Nelken.

8. *Helminthosporium Sarraceniae* Mac. Mill., auf den Blättern von *Sarracenia purpurea* in Amerika³⁾. Auf *Sarracenia*.

9. *Helminthosporium phyllophilum* Karst., auf Blättern von *Cornus alba* in Finnland. Auf *Cornus*.

10. *Helminthosporium Cerasorum* Berl. et Vogl. (*Septosporium Cerasorum* Thüm.), auf reifen Kirichen in Görz. Auf Kirichen.

11. *Helminthosporium carpophilum* Lév., auf rundlichen, mehr oder weniger ausgedehnten schwarzen, harten Flecken auf den Pflirsichfrüchten bei Paris nach Leveillé⁴⁾. Die Fruchthyphen tragen am Scheitel eine spindelförmige, mit 4–5 Querscheidewänden versehene Spore.

Auf Fraxinus.

12. *Helminthosporium reticulatum* Cooke, auf Blättern von *Fraxinus* in England.

III. *Heterosporium* Klotzsch.

Die Sporen sind von *Helminthosporium* nur dadurch verschieden, daß sie stachelige oder körnigrauhe Oberfläche besitzen. Diese Pilze bilden ebenfalls braune Flecke auf grünen Pflanzenteilen. *Heterosporium*.

1. *Heterosporium Allii* E. et M., auf Allium-Arten.

Auf Allium.

2. *Heterosporium Ornithogali* Klotzsch., auf Blättern von *Ornithogalum*.

Auf Ornithogalum.

3. *Heterosporium gracile* Sacc., auf *Iris germanica*.

Auf Iris.

4. *Heterosporium variabile* Cooke, auf den Blättern von *Spinacia* in England. Auf *Spinacia*.

5. *Heterosporium echinulatum* Cooke (*Helminthosporium echinulatum* Berk., *Heterosporium Dianthi* Sacc. et Roum.), auf den Blättern

Auf *Dianthus*.

¹⁾ Ann. des sc. nat. 3. sér. T. XX (1853), pag. 216.

²⁾ Gard. Chronicle 1886, pag. 244.

³⁾ Mac Millan, Bull. of the Torrey Botan. Club. New York 1891, pag. 214.

⁴⁾ Ann. des sc. nat. 1843, pag. 215.

von *Dianthus barbatus* und *Caryophyllus*, eine Rellenkrankheit verursachend ¹⁾.

IV. *Ceratophorum* Sacc.

Ceratophorum.

Die Conidien gleichen denen von *Helminthosporium*, tragen aber am oberen Ende einige aufrechte und nach der Seite gerichtete lange, gerade, borstenförmige, farblose Fortsätze.

Auf *Cytisus*.

Ceratophorum setosum *Kirchn.*, auf Blättern und Stengeln einjähriger Sämlinge von *Cytisus capitatus* von *Kirchner*²⁾ beobachtet. Es erscheinen braune Flecke, die sich allmählich über die genannten Teile ausbreiten und dieselben zum Absterben bringen. In allen erkrankten Organen befindet sich ein farbloses, reich verzweigtes Mycelium, von welchem Zweige an die Außenfläche der abgestorbenen Teile wachsen und hier je eine 0,04—0,08 mm lange Conidie von der oben beschriebenen Form, mit 3—8 Querswänden erzeugen, welche in Wasser sehr leicht keimen.

Sporidesmium u.
Clasterosporium.

V. *Sporidesmium* Link. und *Clasterosporium* Schw.

Die Conidien sind länglich eiförmig oder verkehrt keulenförmig mit mehreren Querswänden, oft auch mit einigen Längswänden, bräunlich (vergl. Fig. 61, S. 299). Die Bezeichnung *Sporidesmium* will *Saccardo* für die zugleich mit Längswänden versehene Sporenform, *Clasterosporium* für die nur mit Querswänden versehene angewendet wissen. Doch ist dies ein wechselnder Charakter, so daß sich diese Unterscheidung nicht überall durchführen läßt.

Auf Pflirsch- und
Mandelbäumen.

1. *Sporidesmium Amygdalearum* *Pass.* (*Clasterosporium Amygdalearum* *Sacc.*), nach *Passerini* in Oberitalien auf den Blättern der Pflirsch- und Mandelbäume Flecke verursachend, infolge deren schon die jungen Blätter abfallen sollen. Die Conidienträger bilden schwarze Büschel und erzeugen elliptische oder verkehrt eiförmige, drei- bis fünffach septierte Sporen. *Clasterosporium Amygdalearum* *Sacc.* ist vielleicht derselbe Pilz.

Auf Ulmen.

2. *Sporidesmium Ulmi* *Fuekel*, auf den Blättern der Ulmen.

Auf *Reseda*.

3. *Sporidesmium septorioides* *West.*, auf *Reseda odorata* in Belgien.

Auf Ahorn-
seimpflanzen.

4. *Sporidesmium acerinum* (*R. Hart.*) (*Cercospora acerina* *R. Hart.*), bringt an den Ahornseimpflanzen eine von *R. Hartig*³⁾ beobachtete Krankheit hervor, wobei die Cotyledonen oder die ersten Laubblätter schwarze Flecke bekommen, in deren Gewebe das Mycelium des Pilzes wächst und die Epidermiszellen durchbrechend äußerlich in einzelnen zerstreut stehenden, kurzen Conidienträgern hervortritt, welche eine schlangenförmige, fadenartig verdünnte, mit mehreren Querscheidewänden versehene Conidie an ihrer Spitze erzeugen. *R. Hartig* hat den Pilz falsch bestimmt, denn die Gattung *Cercospora* ist morphologisch wesentlich anders.

¹⁾ Vergl. *Zust*, botan. Jahresber. 1888 II., pag. 357 und 1890 II., pag. 278.

²⁾ *Zeitschr. f. Pflanzenkrankh.* II. 1892, pag. 324.

³⁾ Untersuchungen aus dem forstbot. Institut zu München. I., pag. 58, und *Verh. d. Baumkrankheiten*, pag. 113.

Die Myceliumfäden bilden oft wie andre verwandte Pilze mehrzellige, braune Komplexe von Chlamydosporen, wie aus den Abbildungen R. Hartig's zu ersehen ist; letzterer nennt sie freilich völlig inkorrekt Sclerotien; er hat ihre Keimfähigkeit konstatiert. Der Pilz lebt auch sehr gut saprophyt im Erdboden.

5. *Sporidesmium dolichopus* Pass., auf kranken Flecken der Auf Kartoffeln. Kartoffelblätter, die durch *Phytophthora infestans* veranlaßt sind, daher zweifelhaft, ob wirklich parasitär. Die Sporen sind 0,075 mm lang, keulenförmig, bräunlich, mit 10—12 Scheidewänden und in einigen Fächern auch mit Längswänden. In Italien.

6. *Sporidesmium mucosum* Sacc., auf der Fruchtschale der Kürbisse, Auf Kürbissen. in Italien, von mir auch bei Berlin beobachtet.

VI. *Alternaria* Nees ab Es.

Die Conidien sind von der Beschaffenheit derjenigen von *Sporidesmium*, stehen aber in fettenförmigem Verbande übereinander. Diese Form ist jedoch von *Sporidesmium* nicht generisch verschieden, vielmehr kann wahrscheinlich jedes *Sporidesmium* bei reicher Ernährung in die Form der *Alternaria* übergehen.

Alternaria.

1. *Alternaria tenuis* Nees ab Es. Dieser als Saprophyt verbreitete Pilz ist nach Behrens¹⁾ die Ursache des Schwammes der Tabakspflanze. Bei dieser Krankheit werden die Keimpflanzen des Tabaks schlaff, schmutzig dunkelgrün, an ihrer Oberfläche naß und schleimig und werden endlich von einem sammetartig schwarzen Rasen überzogen. Letzterer besteht aus den Conidien des Pilzes, dessen farblose, gegliederte Myceliumfäden die Pflänzchen vollständig umspinnen und stellenweise auch in sie eindringen. Zuerst werden die *Sporidesmium*-Conidien gebildet; dieselben sind 0,03—0,04 mm lang; dann erscheinen auf ähnlichen kurzen Conidienträgern ebenfalls in fettenartigen Verbänden einzellige, ovale, farblose, 0,006—0,009 mm lange Sporen (vermutlich *Ulosporium*). Constantin²⁾ und Behrens konnten auch auf künstlichen Nährsubstraten aus den *Sporidesmium*-Sporen beide Conidienformen wieder erziehen, die einzellige auch in einer Form mit verzweigten Conidienträgern (*Hormodendron*). jedoch aus den einzelligen Conidien auch immer nur diese wieder. Die Infektion von Tabakkeimpflänzchen gelang leicht, aber nicht an andern Keimpflanzen. Nach Behrens greift der Pilz gesunde Tabakpflanzen nicht an, sondern nur solche, welche durch ungünstige Bedingungen geschwächt und dazu disponiert worden sind. Hohe Luft- und Bodenfeuchtigkeit und mangelnder Luftwechsel seien hauptsächlich diese Faktoren, worauf also bei der Erziehung der Tabakspflanze Rücksicht zu nehmen ist. Wahrscheinlich kann der Pilz auch durch den Samen übertragen werden, da Behrens an einzelnen Samen anhaftende *Alternaria*-Sporen finden konnte.

Auf Tabak.

2. *Alternaria Brassicae* Sacc., auf trockenen Blattflecken des Kohls Auf Kohl und und auf Früchten von *Papaver somniferum*. Papaver.

¹⁾ Über den Schwamm der Tabakspflanze. Zeitschr. f. Pflanzentrunkh. II. 1892, pag. 327.

²⁾ Revue générale de Botan. par Bonnier 1889, pag. 453 u. 501.

- Auf Weinstock. 3. *Alternaria Vitis Cav.*, auf sich entfärbenden Flecken längs den Nerven an der Blattoberseite des Weinstocks in Italien.

VII. *Fusariella Sacc.*

- Fusariella.* Durch die gekrümmten spindelförmigen, übrigens ebenfalls durch Querswände drei bis mehrzelligen, braunen Sporen von den verwandten Formen unterschieden.
- Auf Allium. 1. *Fusariella atrovirens Sacc.* (*Fusarium atrovirens Berk.*), bildet kleine schwarze Flecke auf Allium-Arten in England, wodurch die Pflanzen sterben.
- Auf Myrten. 2. *Fusariella cladosporioides Karst.*, bildet dunkle Flecke auf den Blättern der Myrten und tötet diese; in Finnland.

VIII. *Brachysporium Sacc.*

- Brachysporium.* Von *Sporidesmium* durch die mehr kurzen, ei- oder birnförmigen, aber jedenfalls mit mehreren Querswänden versehenen Conidien unterschieden. Die kurzen Conidienträger bestehen aus blässigen Gliederzellen.
- Auf Anoblauch. *Brachysporium vesiculosum Sacc.*, soll auf den Blüten und Früchten des Knoblauchs schwärzliche Flecke bilden, durch welche die Fruchtbildung beeinträchtigt wird. Sporen 0,008—0,010 mm lang, mit 3 bis 6 Querswänden.

IX. *Dendryphium Wallr.*

- Dendryphium.* Die aufrechten Conidienträger bilden oben kurze Zweige, auf denen meist in Ketten geordnet cylindrische, mit zwei oder mehr Querswänden versehene, braune Conidien abgeschnürt werden.
- Auf Papaver. *Dendryphium penicillatum Fr.*, weit ausgebreitete schwarzbraune Räschen auf abgestorbenen Flecken der Blätter und Stengel von *Papaver somniferum* bildend.

X. *Macrosporium Fr.*

- Macrosporium.* Die in Büscheln stehenden aufrechten, braunen Conidienträger bilden in der Nähe der Spitze länglichrunde oder keulenförmige, durch Quers- und Längswände vielzellige braune Conidien.
- Auf Zwiebeln. 1. *Macrosporium parasiticum Thüm.*, auf den kranken Partien, welche *Peronospora Schleideni* (S. 77) auf Allium-Arten, besonders auf Zwiebeln erzeugt, tritt manchmal eine Schwärzung ein, veranlaßt durch den genannten Pilz. Sporen 0,042—0,048 mm lang, mit 6—10 Querswänden. (King & Miggabe¹⁾, welcher diese Zwiebelkrankheit auch in Bermuda beobachtete, machte Kulturen mit den Conidien und will als Perithezienform *Pleospora herbarum* erhalten haben. Es ist noch zweifelhaft, ob der Pilz, wie Thümen annahm, parasitär ist. Er könnte möglicherweise nur sekundär auftreten. Von Shipley²⁾ und von Meau³⁾ wurde die Ansicht ausgesprochen, daß der Pilz die Zwiebeln nicht zur Erkrankung bringen könne, wenn sie nicht zuvor von der *Peronospora* befallen waren. Mit diesem Pilz ist wahrscheinlich *Macrosporium Alliorum Cooke et Mass.*, in England identisch.

¹⁾ Ann. of Botany III., No. 9.

²⁾ Ann. of Botany III. 1889, pag. 268.

³⁾ Dasselbst IV. 1889, pag. 170.

2. *Macrosporium Cheiranthi* Fr., auf Blättern und Schoten von *Cheiranthus*.
Cheiranthus Cheiri etc.

3. *Macrosporium uvarum* Thüm., auf reifen oder fast reifen Wein- Auf Weinbeeren.
beeren schwärzlich-graugrüne, sammetartige Räschen bildend, wodurch die
Beeren absterben und unbrauchbar werden sollen. Sporen 0,012—0,0024 mm
lang, mit 5—6 Querswänden. Von Thümen bei Görz beobachtet.

4. *Macrosporium Camelliae* Cooke et Mass., auf Blättern von Auf *Camellia*.
Camellia japonica in England.

5. *Macrosporium rosarium* Penz., auf trockenen Blattflecken von Auf *Citrus*.
Citrus Limonum in Italien.

6. *Macrosporium trichellum* Arc. et Sacc., auf franken Blattflecken Auf *Evonymus*
von *Evonymus japonicus* und *Hedera Helix*. und *Hedera*.

7. *Macrosporium nigricans* Atins., veranlaßt nach Atkinson¹⁾ Auf der Baum-
eine Erkrankung der Baumwollpflanze in Amerika. wollpflanze.

8. *Macrosporium Carotae* Ell. et Lange, auf den Blättern der Auf Mohrrüben
Mohrrüben in Nordamerika, die dadurch gelb, dann braunschwarz werden
und absterben. Die Conidien sind keulenförmig, mit 5—7 Querswänden,
in den oberen Fächern auch mit Längswänden, 0,050—0,070 mm lang.

9. *Macrosporium sarcinae formis* Cav., soll nach Cavares²⁾ Auf Rottlee.
auf Rottlee Blattflecke erzeugen.

10. *Macrosporium Meliloti* Peck., auf Blättern von *Melilotus* Auf *Melilotus*.
in Nordamerika.

11. *Macrosporium Schemnitzense* Bäuml., auf Blättern von Auf *Galeobdolon*.
Galeobdolon luteum in Ungarn.

12. *Macrosporium Lycopersici* Plowr., auf den Früchten von Auf *Solanum*
Solanum Lycopersicum in England. Sporen 0,02—0,07 mm lang, unregel- *Lycopersicum*
mäßig birnenförmig, wurmförmig septiert. und *Datura*.

13. *Macrosporium Cookei* Sacc., auf Blättern von *Solanum Lycop-*
persicum und *Datura Stramonium* in Amerika.

14. *Macrosporium peponicolum* Rabenh., auf der Fruchtschale Auf Kürbis.
vom Kürbis.

XI. *Napicladium* Thüm.

Auf kurzen, büschelig stehenden Conidienträgern sitzen auf der Spitze *Napicladium*.
einzeln stehende, längliche, braungefärbte Conidien mit zwei oder mehr
Querswänden.

1. *Napicladium arundinaceum* Sacc., bildet auf den Blättern Auf Schilfrohr.
des Schilfrohrs große, weit verbreitete, sammetartige, olivenschwarze Überzüge.
Die Sporen sind 0,040—0,015 mm lang. Ob der Pilz parasitären Charakter
hat, dürfte noch zweifelhaft sein.

2. *Napicladium pusillum* Cav., auf den Beeren des Weinstocks in Auf Weinbeeren.
Italien. Sporen 0,020—0,029 mm lang.

XII. *Zygodesmus* Corda.

Die Conidienträger sind an ihrem Ende mehr oder weniger in *Zygodesmus*.
kurze Äste verzweigt, auf welchen kugelige, außen seinitachelige Conidien
abgeschnürt werden.

¹⁾ Botanical Gazette 1891, pag. 61.

²⁾ Cit. in Just, Botan. Jahresb. f. 1890. I., pag. 222.

Auf *Pyrola*.

Zygodesmus Pyrolae Ell. et Halsted., auf den Blattstielbasen von *Pyrola rotundifolia* in Nordamerika rotgraue Überzüge bildend; die Conidien sind rötlichbraun, 0,008—0,010 mm lang. Die befallenen Blattstiele erscheinen etwas verdickt und gedreht und werden schließlich getötet.

XIII. *Acrosporium Rabenh.*

Acrosporium.

Ein fein sammetartiger Überzug besteht aus blaßbraunen Mäuschen von aufrechten, unverzweigten Conidienträgern, die gewöhnlich im unteren Teile eine Querwand, auf der Spitze mehrere Höckerchen (Sporenanfänge) zeigen. Die Sporen sind länglich-elliptisch, stumpf, einzellig, farblos. Dieser Pilz scheint hiernach von *Cladosporium* nicht wesentlich abzuweichen.

Auf Kirschen.

Acrosporium Cerasi Rabenh. (*Fusicladium Cerasi* Sacc.). A. Braun¹⁾ beschreibt eine Krankheit der jungen Früchte der Weichelfirschen, wo auf den noch grünen, erbsengroßen Kirschen 2—3 mm große, rundliche, mißfarbige (licht graubräunliche) Flecke sich zeigten, welche zur Folge hatten, daß die Früchte im Wachstum zurückblieben und endlich ganz abgedürft und gebräunt waren. Der Pilz kommt nach Thümen²⁾ auch auf Süß- und Sauerkirschen vor. Ich fand ihn auf diesen Früchten auch im Altlande bei Hamburg.

XIV. *Haplobasidium Eriks.*

Haplobasidium.

Conidienträger kurz keulenförmig, einfach, durch die Epidermiszellen einzeln hervorwachsend, auf der Spitze mit einer Mehrzahl kurz warzenförmiger conidientragender Ästchen. Conidien einfach, kugelig. Dürfte in die Verwandtschaft von *Botrytis* gehören.

Auf *Thalictrum*.

Haplobasidium Thalictri Eriks., auf trockenen Blattsflecken von *Thalictrum flavum* in Schweden.

XV. *Acladium Link.*

Acladium.

Die aufrechten, unverzweigten Conidienträger, welche mit mehreren Querscheidewänden versehen sind, tragen die einzelligen Conidien unmittelbar seitlich sitzend.

Federbeeren
des Weinstocks.

Acladium interaneum Thüm., auf einzelnen Beeren des Weinstocks, welche eine braune Farbe und dicke lederartige Haut bekommen, welche sich in der unteren Hälfte der Beere faltig zusammenzieht, eine in Tirol beobachtete und als Federbeeren bezeichnete Erscheinung. Auf den erkrankten Teilen wachsen kriechende, bündelförmige, sehr lange und unverzweigte langgliedrige und dickwandige Myceliumhyphen, von denen die aufrechten Conidienträger entspringen; die zahlreichen Conidien sind 0,008 mm lang, eirund-elliptisch, farblos.

¹⁾ Über einige neue oder weniger bekannte Krankheiten der Pflanzen. Berlin 1854.

²⁾ Pomolog. Monatshefte 1885, pag. 202.

XVI. *Fusicladium Bonord.*

Das Mycelium bildet ein in der Substanz des Pflanzenteiles oberflächlich eingewachsenes, flaches, dünnes Lager oder Stroma von unbestimmter Form; auf diesem erheben sich überall ziemlich dicht stehende, einfache, sehr kurze, dicke Fäden, die an ihrer Spitze eine oder mehrere, ei- oder keulenförmige, meist ein- oder zweizellige Conidien abschnüüren (Fig. 64). Diese Pilzbildungen erscheinen auf den Pflanzenteilen wie dunkel olivbraune Überzüge; sie sind ausgeprägt parasitär und beschädigen daher die befallenen Teile erheblich.

Fusicladium.

1. *Fusicladium Sorghi Passer.*, ein Parasit des *Sorghum halepense*, welcher auf den Blättern eigentümliche augenförmige Flecke von verschiedener Größe erzeugt. Dieselben haben zugleich auf beiden Blattseiten einen blutroten bis schwarzroten Saum, welcher ein helles, gelbliches oder bräunliches Feld mit großem, dunklem Mittelfleck umgiebt. Letzterer hat auf der Unterseite ein dunkelgraues, fast staubartiges Aussehen durch die dort befindlichen Sporen. Zahlreiche dicht beisammenstehende, äußerst kurze Conidienträger brechen unter Verdrängung der Epidermis nach außen und jede schnürt auf ihrer Spitze eine kugelige Spore oder deren mehrere fettenförmig hinter einander ab. Das Mycel durchdringt die ganze kranke Stelle, die Schwärzungen rühren von gebräunten Mycelfäden her.

Auf Sorghum.

2. *Fusicladium dendriticum Fuckel* (*Cladosporium dendriticum Wallr.*). Dieser Parasit des Apfelbaumes befällt sowohl die Blätter als auch die reifenden Äpfel. Auf den letzteren verursacht er die sogenannten Rostflecke, ungefähr runde, schwarze, fest in der Schale eingewachsene Krusten, die nicht selten an ihrem Rande durch eine weiße Linie gesäumt sind, während auf ihrer Mitte, wenn sie eine gewisse Größe erreicht haben, oft braune Korkbildung hervortritt. Auf den reifen Äpfeln sind diese Flecke so häufig, daß oft nur wenig ganz reine Früchte gefunden werden. Die meisten Flecke sind etwa 3 bis 5 mm im Durchmesser, manche noch größer, und oft fließen mehrere zusammen. An manchen Früchten ist ein großer Teil der Oberfläche davon eingenommen, so daß dieselben sehr unansehnlich und bisweilen auch in ihrer gleichmäßigen Ausbildung gehemmt sind. So lange die Äpfel frisch bleiben, erhalten sich nicht nur die Pilzflecke, sondern sie leben und vergrößern sich während des ganzen Winters. Das Wachstum geschieht centrifugal. Wie Sorauer¹⁾ bereits beschrieben hat, wächst das zunächst farblose Mycelium in der Epidermis (Fig. 64 A) und spärlicher auch in den angrenzenden Parenchymzellen. Dann treten im Innern der Epidermiszellen dickere Äste der Mycelfäden dichter zusammen, um eine braune, aus einem pseudoparenchymatischen Gewebe bestehende Kruste zu bilden. Diese nimmt nun weiterhin bedeutend an Stärke zu und hebt dadurch die Außenwand der Epidermiszelle ab (Fig. 64 B). Diese abgestoßenen Häutchen bilden den erwähnten weißen Saum. Das Pilzstroma liegt nun frei an der Oberfläche. Das zunächst darunter befindliche Gewebe färbt sich dann braun, und unter den 3 bis 5 erkrankten Zellschichten entsteht Kork, der endlich, zuerst im Centrum, das Stroma abstößt, während

Rostflecke
der Äpfel

¹⁾ Bot. Zeitg. 1875, Nr. 4, und Monatschr. des Ver. zur Beförd. des Gartenb. in königl. preuß. St. 1875.

in der Peripherie der Pilz weiter um sich greift. Sorauer hat beschrieben, daß die oberflächlichen Zellen des Stroma zu kurzen, aufrechten, braunen Hyphen, den Conidienträgern, auswachsen; diese schnüren an ihrer ver-

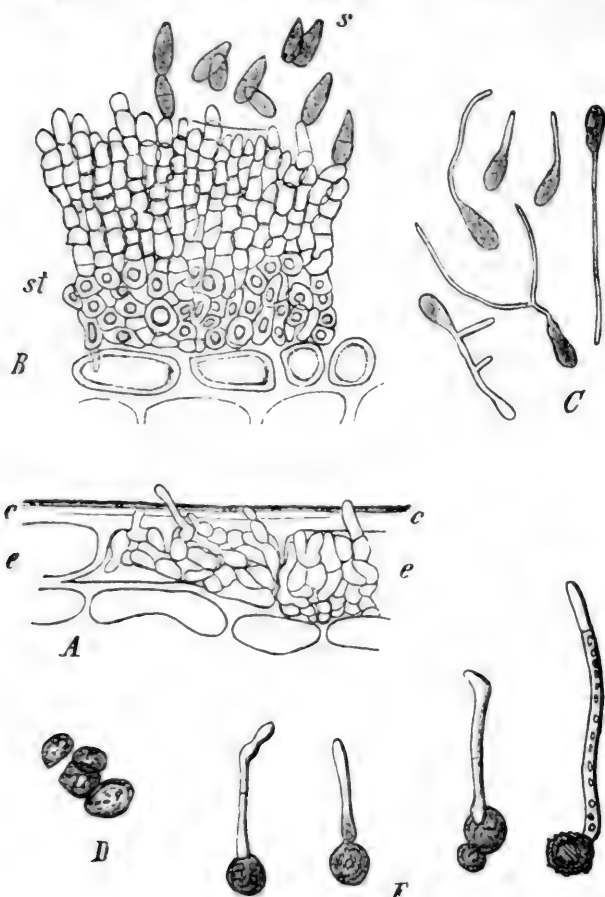


Fig. 64.

Fusicladium dendriticum Fuckel. A Stück eines Durchschnittees durch einen Rostfleck eines Apfels; e Epidermis mit dem Mycelium, c Cuticula. B Das in der Epidermis zu einem Stroma st entwickelte Mycelium; die Cuticula abgehoben und fast spurlos verschwunden. An der Oberfläche des Stroma werden Sporen s abgeschnürt. C Keimende Sporen. D Isolierte Zellen des Stroma. E Keimende Stromazellen.

brechende Pilzkruste entwickelt sich, anstatt Conidienträger zu treiben, selbst sehr kräftig, und es lösen sich die braunen, unregelmäßig rundlichen oder eckigen Zellen des Stroma krümelig von einander. In Wassertropfen verteilen sich die isolierten Zellen ähnlich wie Sporen (Fig. 64 D) und keimen sehr rasch unter Bildung farbloser, die braune Zellmembran durchbrechender, langgestreckter Keimschläuche (Fig. 64 E). Man kann sie also

jüngsten Spitze eine oder zwei verkehrt birnen- oder rübenförmige, einzellige oder mit einer Querwand versehene, blaßbraune 0,030 mm lange Sporen ab (Fig. 64 C). Die Conidien keimen rasch mit einem Keimschlauch, der leicht wieder sekundäre Conidien bildet. Sorauer erkannte richtig die Identität dieser von ihm zuerst auf den Äpfeln beobachteten Conidienfruktifikation mit dem schon lange auf den Apfelblättern bekannten Pilze obigen Namens. Aber nicht immer entwickeln sich Conidienträger auf den Rostflecken des Apfels; sie sind sogar manchmal selten, und dies erklärt, warum sie früher nicht beobachtet worden sind; aber solche sterile Krusten sind den Mykologen längst bekannt unter dem Namen *Spilocaea pomi* Fr.¹⁾. Diese nehmen, wie ich schon in der vorigen Auflage S. 588 beschrieben habe, bisweilen eine Entwicklung an, welche die Fries'sche Diagnose, die von mit einander verwachsenen kugelligen Sporidien redet, erklärt. Die hervor-

¹⁾ Fries, Systema mycol. III. (1829), pag. 504.

mit den Chlamydosporen anderer Pilze (S. 269) vergleichen. Zur Bildung der Fusicladium-Conidienträger scheint ein ruhiges Verweilen des Apfels in nicht zu trockener Luft erforderlich zu sein. Bei noch größerer Feuchtigkeit der Umgebung tritt wieder eine andre Entwicklung ein: die Hyphen werden sehr lang, ästig und verworren und stellen einen rauchbraunen Schimmel auf den Flecken dar; aber auch auf diesen Fäden werden Conidien abgeschnürt. Fortpflanzungsfähig wird der Pilz also unter allen Umständen. Eine höhere Fruchtsform zu erzielen ist mir nicht gelungen. Über die erste Entstehung des Pilzes auf den Äpfeln ist nichts bekannt. Die Infektion muß jedenfalls zeitig erfolgen; sie gelang mir mit Conidien und Chlamydosporen auf reifen Äpfeln nicht mehr, auch hat Sorauer schon einige Wochen nach dem Abblühen die Flecke auftreten sehen.

Das blattbewohnende Fusicladium dendriticum bildet zur Herbstzeit schwarze, am Rande etwas strahlige Flecke auf der Blattoberseite. Nach Sorauer dringen zunächst Büschel von Conidienträgern aus der Epidermis hervor. Ein Stroma entwickelt sich hier erst später in der Epidermis und bekleidet sich dann auch mit kurzen Conidienträgern. Später hat Sorauer¹⁾ auch festgestellt, daß der Pilz auch auf den Zweigen des Apfelbaumes auftritt. Es zeigen sich anfangs kleine Aufstrebungen, deren Rinde sich verfärbt, abhebt und aufreißt, worauf eine schüsselförmige krustige Vertiefung erscheint, welche das conidienabschnürende Stroma darstellt. Sorauer nennt diese kranken Stellen „Grind“. Er bemerkte, daß die hier gebildeten Conidien nach der Jahreszeit etwas wechselnd in der Gestalt sind; zur Herbstzeit herrschen die gewöhnlichen ovalen oder elliptischen Conidien des Fusicladium vor; im Frühjahr und Sommer überwiegen oft die birnen- oder rübenförmigen Gestalten, welche zur Bezeichnung Napieladium Soraueri Thüm. Veranlassung gegeben hatten. Die Grindstellen werden später durch eine Korkzone abgegrenzt und abgestoßen. Doch kann der Pilz auch tiefer in die Rinde eingreifen, ohne daß eine schützende Korkzone entsteht, und von solchen Stellen aus kann später Frostkrebß seinen Anfang nehmen. Als Gegenmittel gegen diesen sowie die folgenden Pilze ist Entfernung des erkrankten Laubes, Zurückschneiden der befallenen Zweige und Bespritzungen der Pflanzen mit Bordeauxer Brühe oder andern Kupfermitteln²⁾ anzuraten. In Amerika will man auch von Bespritzungen mit unterschwefelsaurem Natron oder Schwefelsäure guten Erfolg beobachtet haben³⁾.

3. Fusicladium pyrinum Fuckel (Helminthosporium pyrinum Lib.), Auf Birnbaum. ein dem vorigen sehr ähnlicher Parasit auf Früchten, Blättern und einjährigen Zweigen des Birnbaumes; Sorauer (l. c.) hat diese Krankheit „Schorf“ oder „Grind“ genannt. An den Birnen bringt er ebensolche „Rostflecken“ hervor, wie jener. Diese sind schon 1864 in Böhmen beobachtet und der beteiligte Pilz Cladosporium polymorphum Peyl. genannt worden⁴⁾. In ganz ähnlichen Krusten tritt der Pilz an den Zweigen auf. Hier bedeckt anfangs das Periderm die Flecke, dann zerreißt dieses über ihnen und dieselben treten hervor. Die Spitzen der Triebe, die bisweilen

¹⁾ Österr. landw. Wochenbl. 1890, pag. 121.

²⁾ Vergl. Galloway und Southwort, in Journ. of Mycology. 1889. V, pag. 210, und Göthe in Gartenflora 1887, pag. 293 und 1889, pag. 241.

³⁾ Refer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 53.

⁴⁾ Cotoš 1865, pag. 18.

zu $2\frac{2}{3}$ mit den Krusten überzogen sind, sterben ab und die Knospen vertrocknen. Auf den Blättern erscheint der Pilz in der Weise wie der vorige auf beiden Blattseiten. Solche Blätter fallen etwas zeitiger ab, zeigen sich auch oft verkrümmt. Der Pilz wird vom vorigen hauptsächlich durch die knorrige Form der Conidienträger unterschieden, die von einem Seitwärts-wachsen der Spitze nach geschehener Sporenabschnürung herrührt. Prillieux¹⁾ hat über das Vorkommen der Krankheit in den Gärten bei Paris berichtet, wo sie „Sprenkelung“ (travelure) genannt wird, und hat ebenfalls ihr Auftreten an den Zweigen beobachtet, woraus er es erklärt, warum an einzelnen Bäumen jedes Jahr gesprenkelte Birnen gebildet werden und warum die Krankheit durch Pfropfreiser verbreitet wird.

Auf Eberesche.

4. *Fusicladium orbiculatum* Thüm., ein ebensolcher Pilz auf den Blättern der Ebereschen, mit kürzeren, stumpfkegelförmigen Conidienträgern mit breiter Basis.

Auf Bitterpappel.

5. *Fusicladium tremulae* Frank, auf den Blättern der Bitterpappel, von mir zuerst bei Berlin beobachtet²⁾. Im Frühlinge zeigen sich viele, namentlich jüngere Blätter unter Schrumpfung ganz oder stückweise vertrocknet und auf den frankten Stellen mit einem grau-bräunlichen oder grünlich schwarzen Überzug bedeckt. Dasselbst findet man das Mycelium des Pilzes in den Epidermiszellen in Form eines zelligen Stroma, von welchem aus sich die zahlreichen kurzen Conidienträger erheben, die an ihrer Spitze je eine spindelförmige, dreizellige, braune, 0,018—0,023 mm lange Conidie abschnüren. Durch diese Conidienlager, die an beiden Blattseiten hervorbrechen, wird der dunkle Überzug hervorgebracht. Ich beobachtete, daß diese Conidien in ein bis zwei Tagen keimen; ihr Keimschlauch wächst auf der Oberfläche des Plattes hin und bildet eine flache Anschwellung (Haftorgan oder Appressorium), welche sich der Cuticula fest auflegt, besonders an der Grenz wand zweier Epidermiszellen, und unter sich einen engen Porus bohrt, durch welchen der Faden in die Epidermiszelle eindringt. Pilzräschen überwintern an den Zweigen und von diesen geht wahrscheinlich der Pilz im nächsten Jahre wieder auf das neue Laub. Rostrup³⁾ hat gleichzeitig über einen in Dänemark auf Bitterpappel, sowie auf *Populus alba* und *canescens*, desgleichen auch auf *Salix alba* unter den gleichen Symptomen auftretenden Pilz berichtet, der meist zwei-, selten dreizellige Conidien besitzt und den er *Fusicladium ramulosum* Rostr., nennt; dieser Pilz dürfte wohl mit dem meinigen identisch sein. Prillieux und Delacroix⁴⁾ beobachteten auf jungen Blättern der Pyramidenpappeln in Frankreich eine Conidienform, welche ihnen mit meinem Pilz identisch zu sein schien.

Auf Archangelica
und Angelica.

6. *Fusicladium depressum* Sacc. (*Cladosporium depressum* B. et Br.), auf der unteren Blattseite von Archangelica und Angelica.

Auf Tragopogon.

7. Ein als *Fusicladium praecox* Niessl bezeichneter Pilz auf lebenden Blättern von *Tragopogon orientalis* ist eigentlich nur eine Clado-

¹⁾ Compt. rend. 1877, pag. 910.

²⁾ Über einige neue oder weniger bekannte Pflanzenkrankheiten. Berichte d. deutsch. bot. Ges. 1882, pag. 29, und Landwirtsch. Jahrb. 1883, pag. 525.

³⁾ Fortsatte Undersogelser over Snylteswampes Angreb paa Skovtraerne. Kopenhagen 1883, pag. 294.

⁴⁾ Bull. Soc. Mycol. de France. V. 1890, pag. 124.

sporium-Form, welche aus der Epidermis hervorbricht, in kleinen, zerstreuten Büscheln kurzer, einfacher, oben höckeriger, brauner Fäden, auf deren Spitze ellipsoide, blaßbraune, ein- oder zweizellige Sporen abgeschnürt werden.

XVII. *Morthiera* Fuckel (*Entomosporium* Lév.)

Wie bei der vorigen Gattung stehen auf einem dünnen Stroma rafenförmig beisammen sehr kurze Conidienträger, deren jeder eine eigentümlich gebaute Spore trägt; die letztere besteht meist aus vier kreuzweise verbundenen Zellen, d. h. zwei Zellen stehen übereinander, und die untere trägt beiderseits eine dritte und vierte, bisweilen auch noch mehr Zellen; letztere sowie die Endzelle setzen sich in eine steife farblose Borste von der Länge der Spore fort.

Morthiera.

1. *Morthiera Mespili* Fuckel (*Entomosporium Mespili* Sacc.), Auf Birnbaum, auf den Blättern und Zweigen von *Cotoneaster vulgaris* und *tomentosa*, *Cotoneaster* und *Mespilus*. *Mespilus germanica*, sowie des Birnbaumes, wo der Pilz eine von Sorauer¹⁾ genauer untersuchte und Blattbräune genannte Krankheit hervorbringt. Schon am jungen, weichen Blatte treten kleine, karminrote Flecke, wie feine Spritztröpfchen auf. Später vergrößern und vermehren sich dieselben; die Mitte jedes Fleckes, der nun rot bis braun erscheint und durch die ganze Dicke des Blattes hindurchgeht, bildet eine runde, schwarzkrustige Stelle. Das Blatt bräunt sich und fällt ab, so daß oft schon Ende Juli Entblätterung der Zweige eintritt. Wird noch ein zweiter Trieb gebildet, so zeigt sich auch auf ihm die Krankheit, wobei immer nur an den Zweigspitzen einige Blätter stehen bleiben. In den kranken Flecken befindet sich ein Pilzmycelium zwischen den Mesophyllzellen, deren Zellsaft hier gerötet wird. Durch Absterben und Bräunung des Zellinhaltes wird der Fleck braun. In der Epidermis vereinigen sich die Pilzfäden zu einem dem der vorigen Pilze ganz ähnlichen krustigen Stroma, welches die Cuticula sprengt und dann die beschriebenen Conidienträger treibt, deren Sporen 0,018—0,022 mm lang sind. Saccardo²⁾ unterscheidet als *Entomosporium maculatum* Lév. eine Form, welche auf Birnbaum, Mispel und Quitte vorkommen, die oben angegebene Sporengröße und besonders lange Borsten haben soll, während sein *Entomosporium Mespili* 0,025 mm lange Sporen mit kürzeren Borsten haben soll. Mir ist die spezifische Verschiedenheit zweifelhaft. Bei der Reimung der Conidien tritt der Keimschlauch häufig in der Nähe der Borste hervor. Sorauer injizierte junge Blätter einjähriger Birnenjämmlinge mit den Sporen; er sah den Keimschlauch sich in die Epidermiswand einbohren. Nach zwei Wochen traten an den Infektionsstellen die charakteristischen Flecke auf, später ein Conidienstroma. An den abgefallenen kranken Blättern hat Sorauer im Winter eine Perithezienfrucht aufgefunden, die er für die der *Morthiera* hält: in der Blattmasse sitzende, sehr kleine, selten bis 0,2 mm Durchmesser große, rundliche Kapseln mit schwarzer, aus mehreren Zellschichten bestehender Wand, ohne deutliche Mündung. Dieselben enthalten keulenförmige

¹⁾ Monatschr. d. Ver. zur Beförd. d. Gartenbaues in d. kgl. preuß. St. Januar 1878.

²⁾ Sylloge Fungorum III. pag. 657.

Sporenschläuche und Paraphysen. Jeder Schlauch hat acht fast farblose, ei- oder keulenförmige, durch eine Querwand in zwei ungleiche Zellen geteilte Sporen. Danach wäre der Pilz eine Form von *Stigmatea* oder eher von *Sphaerella*. Die Schlauchsporen sind im April und Mai reif und keimfähig. Indessen ist es noch zweifelhaft, ob diese Perithezien zu der *Morthiera* gehören. Jedenfalls überwintert der Pilz aber auch an der Pflanze in der Conidienform, die Sorauer an den Zweigen und sogar an den Knospenschuppen bemerkte. Die Wildlinge in den Baumschulen wurden weit stärker als die edlen Sorten befallen. In Amerika hat man Bespritzungen mit Bordelaiser Brühe oder Ammoniakkupferlösung erfolgreich gegen diese Blattbräune angewendet. Die Bespritzung soll vorgenommen werden, wenn die Blätter zu zweidrittel ausgewachsen sind, und nach je zwölf Tagen zwei bis fünfmal wiederholt werden¹⁾.

2. Eine in Nord-Amerika auf *Crataegus*-Arten gefundene *Morthiera Thümenii Cooke* ist der vorigen sehr ähnlich oder mit ihr identisch.

XVIII. *Steirochaete* A. Br. et Casp. und *Colletotrichum* Corda.

Auf *Crataegus*.
Auf einem undeutlich zelligen Stroma stehen zahlreiche braune

gerade, nach oben verdünnte steile Fäden, zwischen denen kurze, einfache, sporentragende Fäden stehen, auf denen elliptische, einzellige, farblose oder blaßgrüne Conidien abgeschnürt werden.

Auf Malven
und Baum-
wollenpflanzen.

1. *Steirochaete Malvarum* A. Br. et Casp. Unter diesem Namen ist ein Pilz beschrieben worden, den Caspary und N. Braun²⁾ gefunden haben bei einer Krankheit verschiedener Malven-Species, die im Berliner Botanischen Garten im freien Lande gezogen wurden. Auf den Stengeln und Blattstielen waren grünschwärze, vertiefte Flecke von 0,5 bis 5 cm Länge entstanden. Die Epidermis war zerstört, und das darunter liegende Gewebe bis zum Holz war gebräunt und zusammengefunken. Blätter, an deren Basis sich ein solcher Fleck befand, waren verweltet, und viele Stöcke starben gänzlich ab. Auf den älteren Flecken kamen zahlreiche schwarze Pilzrasen von der oben beschriebenen Beschaffenheit zum Ausbruch durch die Cuticula. Neuerdings ist der Pilz in Nordamerika auf den Malvenjünglingen sehr schädlich aufgetreten und von Southworth, der darüber berichtet, *Colletotrichum Althaeae* genannt worden, hinterher aber als identisch mit dem hier angeführten erklärt worden³⁾. Es wäre zu vermuten, ob mit diesem Pilze nicht auch der neuerdings auf den unreifen Kapseln und Blättern der Baumwollenpflanze von Atkinson⁴⁾ beobachtete und *Colletotrichum Gossypii Atkins.* genannte Pilz identisch ist. Nach Eriksson⁵⁾ ist diese Malvenkrankheit seit 1883 auch in Schweden bekannt.

Auf Spinat.

2. *Colletotrichum Spinaciae* Ell. et Halsted., in N. Zersen auf Spinat-Blätter Flecke erzeugend. Conidien sichelförmig spindelig, farblos, 0,014—0,020 mm lang.

¹⁾ Bergl. Galloway, Report of the division of veg. pathol. for. 1890. Washington 1891, pag. 396.

²⁾ Über einige neue oder weniger bekannte Pflanzenkrankheiten. Berlin 1854.

³⁾ Journ. of Mycol. VI. 1890, pag. 45 und 115.

⁴⁾ Journ. of Mycolog. VI, pag. 173.

⁵⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I. 1891, pag. 108.

3. *Colletotrichum ampelinum* Cav., auf Blättern von *Vitis* Auf *Vitis*
Labrusca in Italien. *Labrusca*.
4. *Colletotrichum peregrinum* Pass., auf den Blättern von *Aralia* Auf *Aralia*.
Aralia Sieboldii in Italien.
5. *Colletotrichum exiguum* Penz. et Sacc., auf Blättern von *Spiraea* Auf *Spiraea*.
Spiraea Aruncus.
6. *Colletotrichum Pisi* Pat., auf den Hülsen von *Pisum sativum* Auf *Pisum*.
in Quito.
7. *Colletotrichum oligochaetum* Cav., auf Blättern und Stengeln von *Lagenaria* Auf *Lagenaria*.
von *Lagenaria vulgaris* in Italien.
8. *Colletotrichum Lycopersici* Chester¹⁾, auf den Früchten fulti- Auf Tomaten.
vierter Tomaten in Amerika.
9. *Colletotrichum nigrum* Ell. et Halst., auf Früchten von *Capsicum* Auf *Capsicum*.
Capsicum annuum in Amerika nach Halsted²⁾.

D. Pyrenomyceten, welche Blattfleckenkrankheiten verursachen und nur mit conidientragenden Fäden fruktifizieren, die in sehr kleinen farblosen oder bräunlichen Büscheln allein aus den Spaltöffnungen hervortreten.

Mit den in der Überschrift angeedeuteten Merkmalen ist eine große Zahl naheverwandter Pilzformen, die zugleich sehr übereinstimmende Krankheitserscheinungen an den verschiedensten Pflanzen veranlassen, charakterisiert. Es erscheinen auf sonst noch lebenskräftigen Blättern, meistens zur Sommerszeit, verhältnismäßig kleine, weißliche, gelbe oder braune Flecke, an denen die Blattsubstanz absterbt und vertrocknet, oder endlich wohl ganz zerfällt, so daß das Blatt durchlöchert wird. Anfangs verhältnismäßig klein, nehmen sie allmählich bis zu einer gewissen Größe zu, indem die Erkrankung im ganzen Umfange centrifugal fortschreitet, so daß der Fleck an seinem Rande die Übergangszustände vom lebendigen zum abgestorbenen Blattgewebe erkennen läßt, wobei bisweilen die erste Veränderung in einer Rötung der Zellsäfte, die sich dann wieder verliert, besteht, der Fleck also bisweilen rot gesäumt erscheint. Das Absterben des Gewebes wird durch ein endophytes Mycelium (Fig. 65) bewirkt; der Pilz fruktifiziert mit conidientragenden Fäden, welche ausschließlich aus den Spaltöffnungen der kranken Blattstelle in Form kleiner Büschel hervortreten (Fig. 66). Diese erscheinen unter der Lupe als zerstreut stehende, weiße oder, wenn die Fäden braun gefärbt sind, als dunkle, sehr kleine Pünktchen, die zunächst auf der Mitte des Fleckes, als dem ältesten Teile, erscheinen und denen im Umkreise weitere nachfolgen in dem Maße als die kranke Stelle größer wird. Da sie nur aus den Spaltöffnungen hervorkommen, so sind sie

Blattflecken-
krankheiten mit
aus den
Spaltöffnungen
tretenden
Conidienträger-
büscheln.

¹⁾ Bullet. of the Torrey Botan. Club. New York 1891, pag. 371.

²⁾ Dasselbst 1891, pag. 14.

gewöhnlich nur auf der Unterseite des Blattes oder wenigstens in größter Menge dort vorhanden.

Die Farbe, welche diese kranken oder toten Flecke besitzen, ist je nach Pflanzenarten etwas verschieden. Abgesehen von dem Vorhandensein oder Fehlen eines roten Saumes zeigt der Fleck bald eine gelbe Farbe, was von der Desorganisation des Chlorophylls herrührt, bald

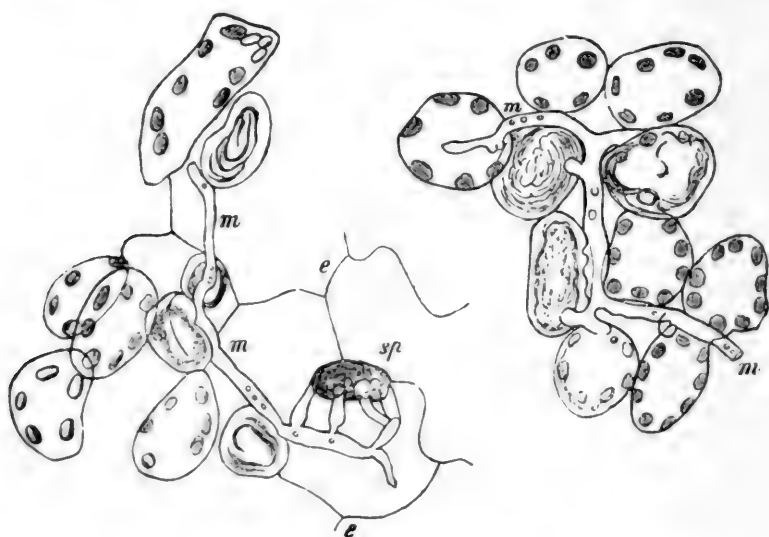


Fig. 65.

Mycelium der *Cercospora cana* Saccardo, im Mesophyll von *Erigeron canadensis*. Rechts ein Mycelfaden *m m* mit haustorienartigen Ästchen an Mesophyllzellen sich ansetzend, deren Inhalt dann sogleich desorganisiert wird. Links ein Mycelfaden *m m* unter einer Spaltöffnung *sp* Zweige abgebend, die sich in der Spaltöffnung zu einem Symplesmenkanäl, als Anlage der Conidienträger, verflechten. *e* darunter liegende Epidermis. 300fach vergrößert.

eine braune Färbung, indem dann der Zellinhalt und wohl auch die Zellhäute der befallenen Gewebe gebräunt sind, bald auch eine weiße Farbe, die ihren Grund hat in dem vollständigen Ausbleichen des Gewebes infolge der Entleerung und Schrumpfung der Zellen und der Erfüllung des Gewebes mit Luft. Für die Pflanzen sind in den meisten Fällen diese Krankheiten nicht sehr schädlich, weil jeder Blattfleck in der Regel auf verhältnismäßig kleiner Größe beschränkt bleibt. Kleine Blätter können allerdings von einem Fleck schließlich ganz eingenommen werden, also vollständig vertrocknen. Aber große Blätter bleiben trotz ihrer Flecke im ganzen am Leben bis zum natürlichen Tode. Indes treten diese Pilze doch mitunter in solcher Menge auf, daß die Blätter zu viel solcher Flecke bekommen; dann vermindert sich selbstverständlich nach Maßgabe der Zahl und Größe derselben

die Arbeit des Blattes, und das letztere geht wohl auch vor der Zeit zu Grunde.

Über den Parasitismus und die ursächlichen Beziehungen dieser Pilze zu den Blattfleckenkrankheiten habe ich¹⁾ die ersten Beobachtungen gemacht und bereits in der ersten Auflage dieses Buches (S. 593) mitgeteilt. Sie haben Nachstehendes ergeben. Diese Pilze haben ein endophytes Mycelium, welches immer in dem noch lebenden Mesophyll rings um die abgestorbenen Teile reichlich entwickelt ist, aber auch nicht über diese Stellen hinausgreift, so daß jeder franke Fleck einen Pilz für sich hat und von diesem erzeugt worden ist. Die verhältnismäßig dünnen, verzweigten, mit spärlichen Scheidewänden versehenen Fäden wachsen nur zwischen den Zellen (Fig. 67) und umspinnen diejenigen des Schwammparenchyms oft in Menge. Bei *Isariopsis pusilla* auf *Cerastium triviale* ist die erste sichtbare Wirkung die, daß die befallene Stelle des noch grünen Blattes ihren Turgor verliert; dann entfärbt sie sich in Gelb, indem die Chlorophyllkörner sich auflösen; endlich vertrocknet die Blattsubstanz unter fast vollständigem Ausbleichen. Auf *Rumex sanguineus* ist der erste bemerkbare Anfang der durch *Ramularia obovata* verursachten Krankheit ein runder Fleck von höchstens 1—2 mm Durchmesser, wo das Gewebe noch lebendig und grün ist, nur durch Rötung der Zellsäfte einiger Epidermiszellen ein etwas mißfarbiges Aussehen erzeugt wird. Hier sind bereits Myceliumfäden in den Intercellulargängen zu finden. Die Flecke vergrößern sich dann, die Myceliumfäden werden reichlicher; bald wird das Centrum der erkrankten Stelle braun infolge der Desorganisation der Zellinhalte, endlich dürr. Der Saum des Fleckes bleibt aber gerötet, sowohl an der oberen wie an der unteren Blattseite; vorwiegend sind es die Epidermiszellen, aber auch einige Mesophyllzellen, deren Säfte sich färben. Dieser Prozeß schreitet centrifugal fort. Die Zellen und ihre Chlorophyllkörner sind in den geröteten Partien noch frisch und

Parasitismus
dieser Pilze.

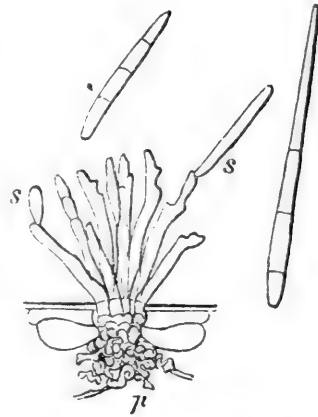


Fig. 66.

Conidienträgerbüschel von *Cercospora cana* Saccardo, auf *Erigeron canadensis*. Durchschnitten durch die Epidermis an einer Spaltöffnung, unter welcher das Mycelium einen Fadenknäuel *p* gebildet hat, aus welchem das Hyphenbüschel der Conidienträger durch die Spaltöffnung hervorsproßt. Bei *s* Conidienabschnürung. Daneben reife Conidien. 300fach vergrößert.

¹⁾ Botan. Zeitg. 1878, Nr. 40.

lebendig. Stets ist das Mycelium schon in dem ganzen geröteten Areal zu finden, darüber hinaus in dem rein grünen Teile noch nicht. Die Rötung ist also das erste Symptom der Einwirkung des Parasiten. In den Blättern von *Erigeron canadensis* ist das Mycelium von *Cercospora cana* in gleicher Weise zu finden und noch besonders dadurch ausgezeichnet, daß sich an der Seite der Fäden ziemlich viele sehr kurze Auswüchse bilden, welche sich den Mesophyllzellen äußerlich fest anlegen, und daher wohl als Haustorien gelten dürfen, wiewohl ich ein eigentliches

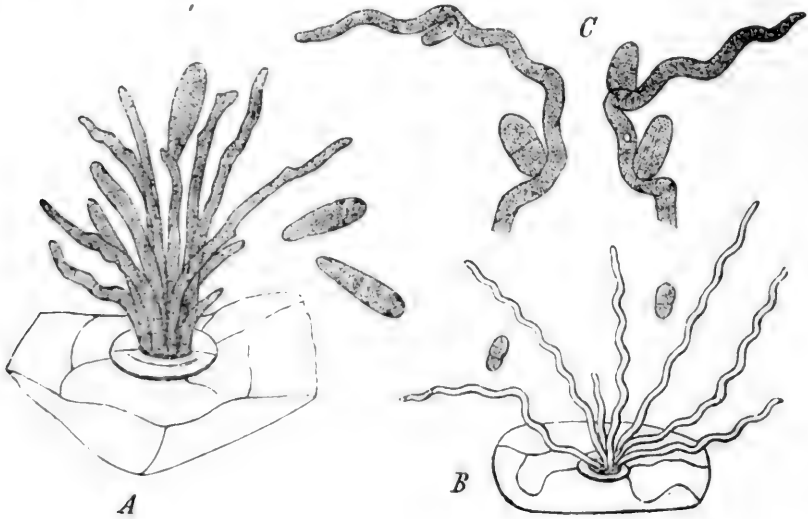


Fig. 67.

Conidienträgerbüschel von *Ramularia*. A *Ramularia obovata* Fuckel, aus einer Spaltöffnung des Blattes von *Rumex sanguineus* hervorgewachsen, nebst einigen abgefallenen Sporen. 300fach vergrößert. B *Ramularia bistortae* Fuckel. Conidienträgerbüschel aus einer Spaltöffnung des Blattes von *Polygonum bistorta* hervorgewachsen, nebst einigen abgefallenen Sporen. 100fach vergrößert. C Abschnürung der Sporen an den Conidienträgern von *R. bistortae*: 300fach vergrößert.

(Eindringen in die Nährzelle nicht sehen konnte (Fig. 65). Die Wirkung des Myceliums ist eine äußerst verderbliche; jede Mesophyllzelle, mit welcher ein Myceliumsfaden in Berührung gekommen ist, zeigt bald ihr Protoplasma und Chlorophyll desorganisiert und schrumpft zusammen. Zur lokalen Fleckenbildung kommt es bei *Erigeron* seltener: das Mycelium durchzieht meist das ganze kleine Blatt; letzteres welkt rasch und wird unter schwärzlicher oder bräunlicher Entfärbung dürr; doch bleibt der Pilz auf das Blatt beschränkt, und dieses bedeckt sich, besonders unterseits, mit den grauweißen Sporen.

Entwicklung der Conidienträger. Die Entwicklung der Conidienträger ist bei allen diesen Parasiten ziemlich gleichartig. Sie nimmt ihren Anfang damit, daß die in der Nähe der Atemhöhlen der Spaltöffnungen wachsenden Mycelfäden

Zweige abgeben, die alle gegen die Spaltöffnungen sich wenden, unter derselben zusammentreffen und zu einem runden Knäuel sich verflechten (Fig. 65, sp und Fig. 66 p), der sich, indem er an Umfang zunimmt, von unten in die Spaltöffnung einpreßt und die Schließzellen auseinanderdrängt, die dabei bisweilen absterben und undeutlich werden, so daß der Scheitel des Hyphenknäuels in der erweiterten Spaltöffnung freiliegt. Auf diesem entwickelt sich nun ein Büschel von Conidienträgern. Dies geschieht aber meist erst, wenn das Gewebe an dieser Stelle abgestorben ist, weshalb gewöhnlich nur auf der toten Mitte des Fleckes der Pilz zum Ausbruch kommt. Übrigens hängt dies auch von Feuchtigkeitsverhältnissen ab. Bei *Ramularia obovata* auf *Rumex sanguineus* kann dies in trockener Luft wochenlang unterbleiben; demungeachtet wächst das Mycelium im Blatte weiter und vergrößert den kranken Fleck, bildet auch in den Spaltöffnungen die Hyphenknäuel; erst bei Eintritt von Feuchtigkeit erfolgt der Ausbruch der Conidienträger in einem oder wenigen Tagen.

Die Conidien sind sofort nach ihrer Reife keimfähig und erzeugen, auf gesunde Blätter ihrer Nährspecies gebracht, dieselbe Pilzform und Krankheit in kurzer Zeit von neuem. Die Keimung erfolgt auf Wassertropfen sehr schnell, z. B. bei *Isariopsis pusilla* schon nach elf Stunden. Die Spore treibt einen langen, ziemlich dünnen, scheidewandlosen Keimschlauch. Derselbe tritt bei den cylindrischen oder schlangenförmigen, meist ein- oder zweizelligen Sporen von *Cylindrospora* und *Cercospora* aus irgend einem Punkte an der Seite einer der Sporenzellen hervor (Fig. 68), bei den meist ein- oder zweizelligen, länglich eiförmigen Sporen der *Ramularia* und *Isariopsis* aus einem Ende oder aus beiden Enden der Conidie, oft etwas seitlich vom Scheitel. Wenn hier nur eine Sporenzelle den Keimschlauch getrieben hat, so wird oft die Scheidewand in der Mitte der Spore aufgelöst, und es wandert dann auch der Inhalt der andern Zelle in den Keimschlauch ein; haben beide Zellen einen Keimschlauch getrieben, so bleibt die Scheidewand. Wenn die Sporen von *Isariopsis* auf dem Objektträger keimen, so findet man außer denjenigen, deren Keimschlauch auf der Unterlage lang hingewachsen ist, auch solche, bei denen er vertikal aufwärts gerichtet, kurz geblieben ist und auf seinem Scheitel sogleich wieder eine sekundäre Conidie abspinnert, welche der ursprünglichen gleich, nur ein wenig kleiner ist. Werden Sporen in Wassertropfen auf gesunde Blätter ihrer Nährpflanzen gesät, so zeigen alle meine drei Versuchspilze ein und dasselbe Verhalten. Die hier gekeimten Sporen lassen ihre feinen Keimschläuche, meist ohne Zweigbildung und ohne die anfängliche Richtung erheblich zu ändern, auf weite Strecken über

Keimung und
Infektion.

viele Epidermiszellen hinwachsen. Trifft die Spitze des Keimschlauches eine Spaltöffnung, so ändert sich meist das Wachstum, indem der Raden unter kleinen Schlingungen, oft auch unter dichotomer Verzweigung und neßförmiger Anastomosierung der Zweige die Schließzellen überspinnt (Fig. 68), auch in die Spalte sich einsenkt; und mit-

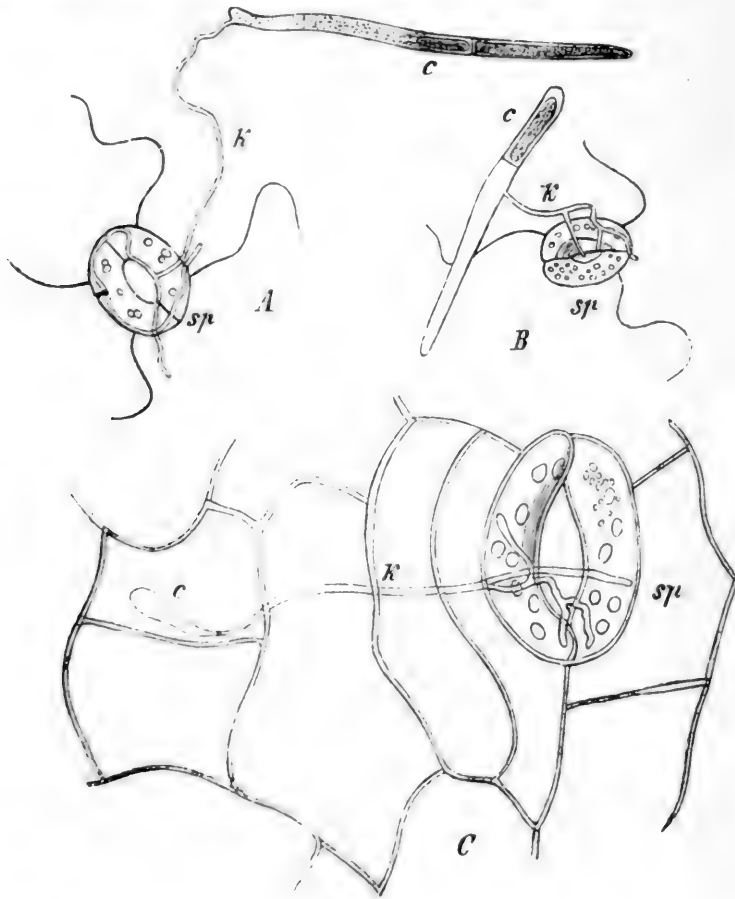


Fig. 68.

A und B die Keimung der Sporen von *Cercospora cana* auf den Blättern von *Erigeron canadensis*. C Dasselbe von *Ramularia obovata* auf *Rumex sanguineus*. k Keimschlauch, welcher auf eine Spaltöffnung sp gelangt ist und dieselbe unter Verästelung überspinnt. 500fach vergrößert.

unter ist es deutlich, daß er durch die Atemhöhle ins Innere sich fortsetzt. Es macht den Eindruck, als wenn die Pilzfäden schon auf den Schließzellen der Spaltöffnungen ernährt würden, und sie dann desto sicherer ins Innere wachsen könnten. Die Infektion gesunder Blätter durch die Sporen gelingt leicht und sicher; nach kurzer Zeit treten an den befallenen Punkten der Blattoberfläche die charakteristischen Erkrankungen des Gewebes ein. Gesunde Pflanzen von *Cerastium triviale* von einem

Standorte entnommen, wo der Pilz sich nicht zeigte, pflanzte ich in einen Topf und besäte viele der ausgebildeten Blätter mit frischen Sporen von *Isariopsis pusilla*. worauf die Kultur unter einer Glasglocke gehalten wurde. Nach dreizehn Tagen zeigten bereits einige Sprosse die gelblichen Flecke der Krankheit auf den Blättern; nach weiteren vier Tagen hatten von den so behandelten 18 Sprossen sechs mehr oder weniger zahlreiche Blattflecke bekommen, und an den letzteren waren auch schon die *Isariopsis*-Conidienträger hervorgebrochen. In weissen Quarzsand, der unzweifelhaft nichts von dem Pilze enthielt, ließ ich Samen von *Cerastium triviale* aufkeimen. Die Keimpflanzen wurden ebenso mit Sporen besät und dann unter Glasglocke gehalten. Nach zehn Tagen waren zahlreiche Keimpflänzchen erkrankt: die Cotyledonen welk, mehr oder minder entfärbt und meist mit einer Anzahl von Conidienträgern der *Isariopsis* besetzt. Nach weiteren drei Tagen waren die ergriffenen Keimpflänzchen fast ganz zu Grunde gegangen, während die übrigen von Parasiten nicht ergriffenen, normal und gesund sich entwickelten. *Isariopsis*-Sporen, die von *Cerastium arvense* stammten, wurden auf Sprosse erwachsener Pflanzen wie auch auf Keimpflanzen von *Cerastium triviale* mit Erfolg übertragen. — Mit den Conidien von *Ramularia obovata* gelingt die Infektion von *Rumex sanguineus* sicher, gleichgültig ob die obere oder untere Seite des Blattes besät wird und sowohl an den Blättern eingewurzelter Pflanzen als auch an abgeschnittenen, mit dem Stiele in Wasser gestellten Blättern. Nach 10—14 Tagen treten die rotgesäumten frankten Flecke an den besäten Stellen auf. Ist ein einzelnes größeres Stück des Blattes gleichmäßig mit Sporen besät worden, so erscheinen nur auf diesem Stück viele dichtstehende Flecken, die früher oder später zusammenfließen. In den so erhaltenen Flecken war das Mycelium nachzuweisen. — Eine Anzahl halberwachsener gesunder Pflanzen von *Erigeron canadensis* wurde in einen Blumentopf gepflanzt; an zwei Individuen eine Anzahl Blätter der unteren Stengelhälfte mit reifen Sporen der *Cercospora* teils ober- teils unterseits besät. Am zehnten Tage nach der Aussaat zeigten sich die ersten Erkrankungen, am siebzehnten Tage waren sämtliche infizierte Blätter der Krankheit erlegen, alle übrigen Blätter und Individuen vollkommen gesund.

Die hierher gehörigen zahlreichen Pilzformen hat man nach der Unterscheidung der Gattungen. Beschaffenheit ihrer Conidienträger und Conidien in eine Anzahl von Gattungen gebracht, deren Merkmale wir hier voranstellen, da man mit diesem Gattungsnamen die betreffenden Parasiten bezeichnet. Diese Formen zeigen freilich vielerlei Übergänge in einander, so daß die Bezeichnung dieser Pilze bei den einzelnen Autoren manches

Willkürliche hat. Es sind hier hauptsächlich folgende Formen festzuhalten.

Ramularia,
Ovularia,
Didymaria,
Piricularia.

1. *Ramularia* Ung. Die Conidienträger stellen niedrige, weiße Räschen dar; sie bestehen aus Fäden, die nur ein kurzes Bündel bilden und sogleich auseinander treten als einfache, kurze, oben durch die Sporenanfänge meist etwas zackige oder knieförmige oder gebogene Hyphen. Diese Zacken, Kniee oder Biegungen erhalten sie durch die mehrmals wiederholte Sporenabschnürung. Die Conidie wird nämlich auf der Spitze abgeschnürt, worauf die letztere zur Seite ein Stück weiter wächst, um abermals eine Spore zu bilden, was sich mehrmals wiederholt (Fig. 67). Die Conidien sind eirund bis länglich, einzellig oder mit einer oder einigen Querscheidewänden versehen, farblos. Neuerdings ist von Saccardo und andern diese Form noch in weiteren Gattungen zerlegt worden, indem man diejenigen mit einzelligen Sporen als *Ovularia*, die mit zweizelligen Sporen als *Didymaria*, die mit drei- oder mehrzelligen, eiförmig-cylindrischen Sporen als *Ramularia*, die mit drei- oder mehrzelligen, verkehrt keulig-birnförmigen Sporen als *Piricularia* bezeichnet hat. Indessen dürften diese Unterscheidungen nicht überall anwendbar sein, weil das Vorhandensein von Scheidewänden in den Sporen hier bisweilen wechselnd zu sein scheint.

Cercospora,
Passalora.

2. *Cercospora* Fres. und *Passalora* Fr. Diese Form ist von der vorigen nur dadurch verschieden, daß die Sporen nach oben mehr oder weniger lang, schwanzzartig ausgezogen, daher verkehrt keulenförmig und meist mit zwei oder mehreren Querscheidewänden versehen sind (Fig. 68). Die Conidienträger sind entweder farblos oder braun. Der Name *Passalora* bezieht sich auf Formen, wo die Spore nur eine Scheidewand besitzt und oft bräunlich gefärbt ist.

Scolecotrichum.

3. *Scolecotrichum* Kze. Die Conidienträger sind sehr zahlreich zu einem dichten Büschel vereinigt, kurz, aufrecht, braun, nicht oder wenig septiert, eigentümlich höckerig hin- und hergekrümmt, und bilden an der Spitze und an den Seiten einige ellipsoidische, zweizellige, blaß-braune Sporen.

Isariopsis.

4. *Isariopsis* Fres. Diese Gattung stimmt in ihrem parasitischen Verhalten und in der Conidienbildung mit *Ramularia* überein¹⁾, aber hier erhebt sich das Bündel der Conidienträger als ein dicker und hoher Stamm, welcher aus zahlreichen, der Länge nach parallel und dicht aneinander liegenden Hyphen besteht, deren obere Enden in verschiedenen Höhen des Stammes rutenförmig sich abzweigen teils als isolierte Hyphen, teils als dünnere Hyphenbündel, die sich dann erst

¹⁾ Vergl. Frank, Botan. Zeitg. 1878, pag. 626.

in einzelne Hyphen trennen, so daß der Conidienträger an die Pilzgattung *Isaria* erinnert. Alle diese Hyphenzweige haben aber den Charakter der einfachen Conidienträger von *Ramularia*; sie zeigen dieselben höckerigen Enden und dieselben länglichrunden, an der etwas eingeschnürten Mitte mit meist einer Querscheidewand versehenen farblosen Sporen¹⁾.

5. *Cylindrospora* Grev. oder *Cylindrosporium* Ung. und *Cercospora* Sacc. ^{Cylindrospora u. Cercospora.} Die Conidienträger sind hier auf das äußerste reduziert, so daß eigentlich nur die Sporenbüschel aus den Spaltöffnungen als kleine, weiße Häufchen hervorbrechen, wie es bereits Unger²⁾ beschrieben hat. Gewöhnlich treten sie an der Unterseite der Blätter auf. Die Sporen sind cylindrisch, einzellig oder bei *Cercospora* mit mehreren Scheidewänden versehen, richten sich gewöhnlich über der Spaltöffnung strahlenförmig auseinander und häufen sich, indem immer mehr daraus hervorkommen, zu einem Häufchen an. Zugleich hängen sie oft fettenförmig in gebrochenen Reihen zusammen. Die erste Spore treibt nämlich an ihrer Spitze einen Fortsatz, der sich als eine zweite Spore abgrenzt, und an dieser kann sich dasselbe wiederholen. Unger (l. c.) hat unter dem Namen *Cylindrospora concentrica* Grev. und *major* Ung. viele solche auf verschiedenen Pflanzen vorkommende Formen zusammengefaßt, welche jetzt spezifisch genauer unterschieden sind. Manche ältere Mykologen haben hierhergehörige Pilze sogar mit in die Gattung *Fusidium* Link gestellt, wo vielmehr saprophyte Pilze andern Verhaltens hingehören. Übrigens dürfte von manchen der mit vorstehenden Namen belegten Formen noch zu entscheiden sein, ob sie wirklich Conidienträgerbüschel, die aus den Spaltöffnungen hervortreten, darstellen. Nicht hierher gehören würden jedenfalls diejenigen cylindrischen Conidienformen mit Namen *Cylindrosporium*, von denen man jetzt weiß, daß es Conidienzustände von *Entyloma* (s. oben S. 128) sind.

Es ist nicht zu bezweifeln, daß diese Pilze Conidienformen von Pyrenomyceten sind, daß also Perithezien zu ihnen gehören. Was für welche das sind, ist freilich noch fast in keinem Falle mit Sicherheit erkannt. Denn es ist eben charakteristisch für diese Pilze, daß man von ihnen auf den kranken Blattsflecken nie etwas anderes als Conidienträger findet. Es ist nicht unwahrscheinlich, daß es sich hierbei auch um *Sphaerella*-Arten handelt. Besonders hat Zuckel eine solche Zusammengehörigkeit angenommen und viele Autoren haben dies ohne weiteres acceptiert. Zuckel hat aber in ganz kritikloser Weise, bloß weil man auf derselben Nährspecies, auf welcher jene Conidienpilze

Zugehörige
Perithezien.

¹⁾ Fresenius, Beitr. z. Mykologie, pag. 87. Taf. XI. Fig. 18—28.

²⁾ Granthame, pag. 166.

auftreten, auch das Vorkommen von *Sphaerella*-Arten kennt, diese Beziehung angenommen. Peritheccien von *Sphaerella*-Arten sind aber auf verwehenden, am Boden liegenden Pflanzenteilen sehr verbreitete Pilze, die auch auftreten, wo solche Fleckenkrankheiten nicht bestanden haben. Mehr Gewicht hat eine Bemerkung Kühn's auf der Etiquette der *Cylindrospora evanida* in Rabenhorst's *Fungi europaei* Nr. 2260, wo dieselbe bezeichnet wird als „die Conidienform eines Kernpilzes, dessen Peritheccien sich bereits zu bilden beginnen, wenn die Conidienform voll entwickelt ist.“ Daß die Entwicklung mit Peritheccien abschließt, konnte ich unzweifelhaft ermitteln bei meinen künstlichen Infektionsversuchen der Blätter von *Erigeron canadensis* mit den Conidien von *Cercospora cana*. In den durch den Pilz erkrankten Blättern waren das, wie oben beschrieben, leicht kenntliche Mycelium und an demselben die Hyphenknäuel in den Spaltöffnungen zu finden. Nur wenige dieser Knäuel hatten Conidienträger getrieben; die meisten derselben vergrößerten sich allmählich und schwärzten sich äußerlich, sie wurden zu Anfängen von Peritheccien, welche schon bald nach dem Absterben des Blattes mittelst der Lupe als zahlreiche kleine, schwarze Kügelchen in der Blattmasse sich kenntlich machten, ohne jedoch völlig reif zu werden. Wo die Entwicklung dieser Pilze mit Peritheccien abschließen sollte, da würden die letzteren unzweifelhaft die Überwinterungsorgane des Pilzes darstellen, nach Analogie anderer *Phyrenomyceten*. Es ist aber sehr wohl möglich, daß es zu diesem Zwecke nicht notwendig der Bildung von Peritheccien bedarf, wenn nämlich die Conidien von den toten Blättern feinfähig durch den Winter kommen sollten. In solchem Falle wäre es aber denkbar, daß dem einen oder dem andern dieser Pilze die Peritheccienbildung als überflüssig ganz verloren gegangen ist.

Vorkommen.

Die in Rede stehenden Pilze sind bereits auf einer großen Anzahl von Phanerogamen aufgefunden worden und sind offenbar über die ganze Erde verbreitet. Es dürfte keine Pflanzenfamilie geben, die nicht derartige Parasiten aufweist¹⁾.

Gegenmaßregeln.

Um diese Blattspleckenkrankheiten zu bekämpfen, wäre das möglichst frühzeitige Absammeln und Vernichten der erkrankten Blätter jedenfalls ein zweckmäßiges Mittel, denn es würde den Pilz vernichten, mag derselbe nun in der Conidienform auf den alten Blättern überwintern oder mag er überwinternde Peritheccien auf den abgefallenen Blättern bilden. Bei dem fördernden Einfluß, den feuchte Luft auf den Ausbruch der Conidienträger und auf die Keimung der Sporen und das

¹⁾ Eine Zusammenstellung aller bisher bekannten Arten der obigen Gattungen findet sich in Saccardo, *Sylloge Fungorum* IV.

Eindringen der Keimschläuche ausübt, wird alles das, was die Luftfeuchtigkeit mindert, auch der Ausbreitung dieser Krankheiten entgegenarbeiten.

1. Auf Graminien. a) *Ramularia pusilla* Ung. (*Ovularia* auf Graminien. *pusilla* Sacc.), auf mißfarbenen Flecken der *Poa nemoralis*: Conidienträgerbüschel weiß, mit ovalen, einzelligen, 0,005—0,001 mm langen Sporen.

b) *Ramularia pulchella* Ces. (*Ovularia pulchella* Sacc.), auf *Dactylis glomerata*; Conidienträgerbüschel rötlich, Sporen oval, einzellig, 0,008 bis 0,012 mm lang.

c) *Scolecotrichum graminis* Fuckel, verursacht an verschiedenen Gräsern eine Krankheit, bei welcher schon während der Blütezeit oder noch früher die Blätter schnell auf größeren Strecken, bisweilen total, sich entfärben und endlich vollständig ausbleichen oder bräunlich werden und vertrocknen und wobei auf den völlig ausgebleichten Stellen nach kurzer Zeit viele äußerst feine, mit unbewaffnetem Auge noch deutlich erkennbare, tief-schwarze, bisweilen in Längsreihen geordnete Pünktchen auftreten, und die noch grünen Teile der kranken Blätter nicht selten sich röten. Schon bei der ersten Spur der Erkrankung, die in einem Gelbfleckigwerden besteht, findet man in den kranken Stellen Myceliumfäden in den Interzellulargängen des Gewebes. In den Mesophyllzellen sind hier an die Stelle des Chlorophylls gelbe, öartige Körnchen oder größere Kugeln getreten. Unter den Spaltöffnungen verflechten sich die Pilzfäden zu einem Polster von Conidienträgern, welche durch die Spaltöffnung hervorbrechen, später auch die Epidermis im Umkreise emporheben. Erst nach dem Ausbruche färben sich die kleinen Polster dunkelbraun; es sind die erwähnten kleinen Pünktchen. Die Conidienträger haben die oben beschriebene Beschaffenheit. Die Sporen sind ellipsoidisch, zweizellig, blaßbraun, 0,035—0,045 mm lang. Die in trockenen Blättern im Herbst vorkommende *Sphaeria recutita* Fuckel soll nach Fuckel¹⁾ der Perithecienzustand dieses Pilzes sein, doch ist ein Nachweis dieses Zusammenhanges nicht erbracht. Der Pilz scheint weit verbreitet zu sein. Fuckel fand ihn im Rheingau, ich in verschiedenen Gegenden Sachsens auf *Poa trivialis*, *Anthoxanthum odoratum*, *Alopecurus pratensis*. Auf dem Rammle des Riesengebirges an *Phleum alpinum* und auf den Alpen an *Poa minor* fand ich den Pilz in einer abweichenden Sporenform, mit verkehrt keulenförmigen, also ungleich zweizelligen Sporen, die ich schon in der vorigen Auflage dieses Buches als *Scolecotrichum alpinum* unterschieden habe. Auch in der Nähe von Stockholm hat Eriksson²⁾ auf *Phleum pratense* einen Pilz gefunden, den er mit *Scolecotrichum graminis* identifiziert, sowie einen ähnlichen durch kleine Sporen unterschiedenen auf *Avena sativa*.

d) *Scolecotrichum Hordei* Rostr., von Rostrup bei Kopenhagen auf Gerste beobachtet. Die Gerstenpflanzen haben bleiche Blätter mit weißlichen Streifen, auf denen die kleinen, punktförmigen, grauen Conidienträger-

¹⁾ Symbolae mycolog. I., pag. 107.

²⁾ Bidrag till Känedomen om varå odlade växters sjukdomar. I. 1885. und Mitteil. a. d. Experimentalfelde d. Kgl. Landb.-Akad. Nr. 11. Stockholm 1890.

büschel stehen, mit länglichen, zweizelligen, blaßbräunlichen Conidien. Die befallenen Pflanzen verwelken endlich, ohne Früchte zu entwickeln.

e) *Scolecotrichum Roumeguerii* Cov., auf Blättern von *Phragmites communis* in Frankreich.

f) *Fusoma triseptatum* Sacc., auf Blättern von *Calamagrostis*, mit dreizelligen, spindelförmigen, büschelförmig hervorbrechenden Sporen, dürfte eine hierher gehörige Pilzform sein.

g) *Piricularia Oryzae* Cav., auf trockenen, braungefäulnten Blattflecken der Reispflanze in Italien. Sporen verkehrt keulensförmig, mit zwei Scheidewänden, bräunlich, 0,020—0,022 mm lang.

h) *Cercospora Sorghi* E. et E., auf Blättern von *Sorghum halepense* und *Zea Mais* in Nordamerika. Sporen 0,07—0,08 mm lang.

i) *Cercospora Köpkei* Krüger¹⁾, auf purpurbraunen Blattflecken des Zuckerrohres in Java, wo die Krankheit Amak Krapak genannt wird. Sporen 0,02—0,05 mm lang, spindelförmig, mit 3—4 Scheidewänden.

Auf Commelynaceen.

2. Auf Commelynaceen. *Cylindrosporium Tradescantiae* Ell. et Kell., auf *Tradescantia virginica* in Amerika.

Auf Dioscoreaceen.

3. Auf Dioscoreaceen. *Cercospora scandens* Sacc. et Wint., auf *Tamus communis* in der Schweiz.

Auf Liliaceen.

4. Auf Liliaceen. a) *Ovularia elliptica* Berk., auf *Lilium* in England.

b) *Cylindrosporium inconspicuum* Wint., auf *Lilium Martagon* in der Schweiz.

c) *Cercospora liliicola* Sacc., auf *Lilium candidum* in Frankreich.

d) *Cercospora hungarica* Büuml., auf *Lilium Martagon* in Ungarn.

e) *Cercospora Majanthemi* Fuckel, auf großen, verbleichenden Blattflecken von *Majanthemum bifolium*; an der Unterseite derselben die zahlreichen schwarzgrünen Conidienträgerbüschel, die aus aufrechten, gebogenen, braunen Hyphen bestehen; Conidien cylindrisch, oft gekrümmt, mit vielen Scheidewänden, braun.

f) *Cercospora Asparagi* Sacc., in Italien auf den grünen Zweigen des Spargels graue Flecke bildend. Fäden der Conidienträger sehr lang, geschlängelt, braun; die Sporen verkehrt keulensförmig, lang zugespitzt, 7- bis 8-fach septiert, farblos; 0,012—0,013 mm lang. *Cercospora caulicola* Wint., auf derselben Pflanze in Amerika.

g) *Cercospora concentrica* Cooke et Ellis, in grauen Flecken auf den Blättern von *Yucca filamentosa*. Sporen cylindrisch, 3- bis 4-fach septiert.

h) *Cylindrospora Colchici* Sacc., auf *Colchicum officinale* in Frankreich.

i) *Cylindrosporium veratrinum* Sacc. et Wint., auf *Veratrum viride* in Amerika.

k) *Cercospora smilacina* Sacc., auf *Smilax aspera* etc. in Frankreich und Amerika.

l) *Cercospora Paridis* Eriks., auf *Paris* in Schweden.

Auf Irideen.

5. Auf Irideen. a) *Scolecotrichum Iridis* Fautr. et Roum., auf *Iris germanica* in Frankreich.

¹⁾ Krüger, Krankheiten und Feinde des Zuckerrohres in Java. Dresden 1890, pag. 115.

b) *Cylindrosporium Iridis* Ell. et Halst., auf *Iris versicolor* in Nordamerika; die cylindrischen Sporen sind 0,015—0,022 mm lang.

6. Auf Alismaceen. *Ramularia Alismatis* Fautr., *Cercospora Alismatis* Ell. et Holw., und *Ovularia Alismatis* Pass., auf *Alisma Plantago*.

7. Auf Myricaceen. *Ramularia destructiva* Pl. et Thil., auf *Myrica Gale* in England.

8. Auf Salicaceen. a) *Cercospora salicina* E. et E., auf Blättern von *Salix nigra* in Nordamerika.

b) *Ramularia rosea* Sacc. (*Fusidium roseum* Fuckel), auf *Salix viminalis*, *triandra* und *vitellina*.

c) *Cercospora populina* E. et E., auf Blättern von *Populus alba* und *angulata* in Nordamerika.

9. Auf Moraceen. a) *Cercospora Bolleana* Speg., auf *Ficus* auf Moraceen. *Carica* in Italien.

b) *Cercospora pulvinata* Sacc. et Wint., und *Cercospora moricola* Cooke, auf *Morus alba* in Amerika.

10. Auf Urticaceen. a) *Ramularia Urticae* Ces., auf *Urtica* auf Urticaceen. *dioica* mit ellipsoidischen bis cylindrischen Sporen.

b) *Ramularia Parietariae* Passer., auf *Parietaria*, davorigen ähnlich.

c) *Ramularia Celtidis* Ell. et K., auf *Celtis occidentalis* in Amerika.

11. Auf Betulaceen. a) *Passalora bacilligera* Fr. (*Cladospodium bacilligerum* Mont.), auf braunen Blattflecken von *Alnus glutinosa*, unterseits schwarze Conidienträgerbüschel bildend, deren Sporen verkehrt feulenförmig, nur mit einer Querscheidewand versehen sind. — *Passalora microsperma* Fuckel, auf *Alnus incana*, soll durch kürzere Sporen abweichen.

b) *Ramularia alnicola* Cke., auf *Alnus glutinosa* in England.

12. Auf Platanaceen: *Cercospora platanicola* E. et E., auf *Platanus occidentalis* in Amerika.

13. Auf Ranunculaceen. a) *Ramularia didyma* Ung., auf *Ranunculus repens* und andern Arten. Sporen eiförmig, zweizellig, in der Mitte eingeschnürt.

b) *Ramularia scelerata* Cke., auf *Ranunculus sceleratus* in England.

b) *Ramularia Hellebori* Fuckel, auf *Helleborus foetidus*, mit cylindrischen, einzelligen Sporen.

c) *Cercospora Ranunculi* Ell. et Holw., auf *Ranunculus repens* in Amerika.

d) *Ramularia Ranunculi* Peck., auf *Ranunculus recurvatus* in Amerika.

e) *Ovularia decipiens* Sacc., auf *Ranunculus acris*, mit einzelligen Sporen.

f) *Ramularia gibba* Fuckel, auf *Ranunculus repens*.

g) *Ramularia aequivoca* Sacc., auf *Ranunculus auricomus*.

h) *Cercospora squalidula* Peck., auf *Clematis virginiana* in Amerika.

i) *Cylindrospora crassiuscula* Ung., auf *Aconitum Teliphanum*.

k) *Ramularia monticola* Speg., auf *Aconitum Napellus* in Italien.

- 1) *Cercospora Calthae Cooke*, auf *Caltha* in England.
 m) *Cercospora variicolor Wint.*, auf *Paeonia officinalis* in Amerika.
- Auf Berberideen. 14. Auf Berberideen. a) *Ovularia Berberidis Cke.*, auf *Berberis asiatica* in New.
 b) *Cercospora Caulophylli Feck.*, auf *Caulophyllum thalictroides* in Amerika.
- Auf Magnoliaceen. 15. Auf Magnoliaceen. *Cercospora Liriodendri Ell. et Harkn.*, und *Ramularia Liriodendri Ell. et Ev.*, auf *Liriodendron tulipifera* in Nordamerika.
- Auf Lauraceen. 16. Auf Lauraceen. *Cercospora unicolor Sacc. et Penz.*, auf *Laurus nobilis* in Frankreich.
- Auf Cruciferen. 17. Auf Cruciferen. a) *Ramularia Armoraciae Fuckel*, auf Blättern des Meerrettigs. Sporen länglich, eiförmig, einzellig, 0,015 bis 0,020 mm lang.
 b) *Cercospora Armoraciae Sacc.*, auf mißfarbigen Blattflecken des Meerrettigs in schwarzen Näschen ausbrechend; Conidien stabförmig, mehrfach septiert, 0,10—0,12 mm lang.
 c) *Ramularia matronalis Sacc.*, auf *Hesperismatronalis* in Frankreich.
 d) *Ramularia Cochleariae Cooke*, auf *Cochlearia officinalis* in England.
 e) *Cercospora Nasturtii Pass.*, auf *Sisymbrium austriacum* in Ungarn.
 f) *Cercospora Bizzozzerianum Sacc. et Berl.*, auf *Lepidium latifolium* in Italien.
 g) *Cercospora Lepidii Peck.*, auf *Lepidium campestre* in Amerika.
 h) *Cercospora Cheiranthi Sacc.*, auf *Cheiranthus Cheiri*.
 i) *Ovularia Brassicae Bres.*, auf *Brassica Napus*.
 k) *Cylindrosporium Brassicae Fautr. et Roum.*, auf Blättern von *Brassica* in Frankreich.
- 1) *Cercospora Bloxami Berk. et Br.*, auf bleichen, freisrunden Blattflecken des Raps und Rübens in England. Conidien verlängert spindelförmig, mit vielen Querswänden.
- Auf Capparideen. 18. Auf Capparideen. a) *Cercospora Capparidis Sacc.*, auf runden, hellen, braungesäumten Flecken von *Capparis spinosa*. Conidienträgerbüschel bräunlich; Sporen fast cylindrisch, 2- bis 3 fach septiert, farblos.
 b) *Cercospora Cleomis Ell. et Halstr.*, auf *Cleome pungens* in Amerika; die Sporen sind länger als bei voriger Art, nämlich 0,075 bis 0,100 mm lang.
- Auf Papaveraceen. 19. Auf Papaveraceen. *Cercospora Sanguinariae Peck.*, und *Cylindrosporium cinctans Wint.*, auf *Sanguinaria canadensis* in Amerika.
- Auf Resedaceen. 20. Auf Resedaceen. *Cercospora Resedae Fuckel*, auf trockenen bleichen Blattflecken der *Reseda odorata*, braune Conidienträgerbüschel bildend, Sporen fast cylindrisch, 4- bis 5 fach septiert, farblos. In Amerika hat diese Krankheit auf der Reseda viel Schaden gemacht; nach Fairchild¹⁾ hat Bespritzung mit Bordelaiser Brühe dagegen günstig gewirkt.

¹⁾ Die *Cercospora*-Krankheit der Reseda. Report of the chief of veget. Pathol. for the year 1889. Washington 1890.

21. Auf Violaceen. a) *Cercospora Violae Sacc.*, auf rundlichen, Auf Violaceen. bleichen Blattsflecken von *Viola odorata*; Conidienträger kurz, braun, Sporen sehr lang, stabförmig, vielgliedrig, farblos.

b) *Ramularia violae Fuckel* (*Ramularia lactea Sacc.*), auf weißlichen, braungefäumten Blattsflecken von *Viola hirta*, *odorata* und *tricolor*. Sporen cylindrisch, einzellig.

c) *Ramularia Violae Trail.*, auf *Viola silvatica* in Schottland.

d) *Cercospora Ji Trail.*, auf *Viola palustris* in Schottland.

e) *Cercospora Violae silvaticae Oud.*, auf *Viola silvatica* in Holland.

f) *Cercospora Violae tricoloris Br. et Cav.*, auf kultivierter *Viola tricolor* in Italien.

g) *Ramularia agrestis Sacc.*, auf *Viola tricolor* var. *arvensis* in Italien.

22. Auf Cistaceen. a) *Cercospora Cistinearum Sacc.*, auf Auf Cistaceen. *Helianthemum vulgare* in Italien.

b) *Cercospora Capparidis Sacc.*, auf *Capparis spinosa* und *rupestris* in Italien und Frankreich.

23. Auf Papayaceen: *Cercospora Caricae Speg.*, auf den Auf Papayaceen. Blättern von *Carica Papaya* in Brasilien.

24. Auf Polygonaceen. a) *Ramularia obovata Fuckel* (*Ovularia Auf Polygonaceen. obliqua Oud.*), (Fig. 66 A), auf mißfarbigen oder gebräunten, purpurrot gefäumten, mäßig großen, aber oft in großer Zahl vorhandenen Flecken der Blätter von *Rumex*-Arten, besonders *Rumex crispus* und *sanguineus*, vom Frühjahr bis Herbst. Sporen einzellig, verkehrt eiförmig-länglich. Fuckel hält diesen Pilz für den Conidienzustand der *Sphaerella Rumicis Fuckel*, die in abgestorbenen Blättern vorkommt; aber ein Beweis dafür ist nicht gegeben.

b) *Ramularia pratensis Sacc.*, auf *Rumex Acetosa*.

c) *Ovularia rubella Sacc.*, auf *Rumex aquaticus*.

d) *Ramularia Bistortae Fuckel* (*Bostrichonema alpestre Ces.*) Fig. 66 B, C), auf *Polygonum Bistorta*, zahlreiche kleine, braune, von einem gelben Hofe umgebene Flecke bildend, die unterseits durch die zahlreichen Pilzräschen weiß bestäubt erscheinen. Diese sind durch ihre sehr abweichende Form ausgezeichnet: ziemlich lang, einfach und fast genau regelmäßig und zierlich spiralgewunden, ähnlich den Fäden eines Spirillum. Jede Spiralwindung entspricht einem Sporenansatz, indem der Faden um die Spore seitlich in einem Bogen weiter wächst. Sporen ein- oder zweizellig, eiförmig. Von Fuckel im Rheingau, von mir auf dem Mamme der Sudeten, desgleichen auf *Polygonum viviparum* im Kapruner Thal auf den hohen Tauern in der Region der Alpenrosen gefunden (auf dieser Pflanze wohl schon von Unger¹⁾ in den Alpen beobachtet und *Cylindrospora Polygoni* genannt); wahrscheinlich ist auch *Dactylium spirale Berk. et White*, welches in England auf *Polygonum viviparum* gefunden wurde, dasselbe. Dagegen fand ich auf dem Brocken an *Polygonum Bistorta* eine von der *Ramularia obovata* (s. unter a) kaum verschiedene Form, auch die Flecke größer und rötlich gefäumt.

¹⁾ *Grantheme*. Wien 1833, pag. 169.

e) *Ovularia rigidula Delacr.*, auf Blättern von *Polygonum aviculare* in Frankreich.

f) *Cercospora Oxyriae Rostr.*, auf weißen, violettgesäumten Blattflecken von *Oxyria digyna* in Grönland und *Ramularia Oxyriae Trail.*, in Norwegen.

Auf Chenopodia-
ceen.

25. Auf Chenopodiaceen. a) *Cercospora beticola Sacc.* (*Depazea betaecola DC.*), auf den Blättern der Zuckerrüben ungefähr runde, verbleichende, braunrot umrandete Flecke bildend, welche nur selten bis 2 cm Durchmesser erreichen, meist kleiner bleiben, aber oft in so großer Zahl auf den erwachsenen Blättern auftreten, daß dadurch die Rübenblätter leiden; auch auf den Blattstielen bringt der Pilz Flecke hervor, welche zunächst oberflächlich sind, aber allmählich durch Fäulnis des Gewebes sich vertiefen können. Auf der Unterseite der kranken Flecke stehen aschgraue Conidienträgerbüschel, auf denen cylindrische, 0,07—0,12 mm lange, meist mit mehreren Scheidewänden versehene, farblose Conidien abgeschnürt werden. Die Keimschläuche der letzteren bringen nach Thümen¹⁾ durch die Spaltöffnungen der Rübenblätter ein, worauf daselbst in kurzer Zeit ein neuer kranker Fleck erzeugt wird, was ich nach eigenen Versuchen bestätigen kann. In nassen Jahren ist diese Blattfleckenkrankheit oft reichlich auf den Rüben zu finden. Die meisten Autoren haben den Pilz mit dem unrichtigen Namen *Depazea betaecola* bezeichnet, indem sie die Conidienträgerbüschel für Pykniden hielten.

b) *Cercospora Chenopodii Fres.*, auf verbleichenden Flecken der Blätter von *Chenopodium*. Conidienträgerbüschel an der Basis bräunlich; Sporen cylindrisch, oft gekrümmt, mit 3—5 Scheidewänden, farblos.

c) *Ramularia dubia Riess*, auf *Atriplex patula*, ist mit vorigem Pilz vielleicht identisch.

Auf Amarantha-
ceen.

26. Auf Amaranthaceen. *Cercospora gomphrenicola Speg.*, auf *Gomphrena glauca* in Italien.

Auf Caryophylla-
ceen.

27. Auf Caryophyllaceen. a) *Isariopsis pusilla Fres.* (*Isariopsis alborosella Sacc.*, *Phacellium dishonestum Bonord.*), auf *Cerastium triviale* und *arvense* in Deutschland ziemlich verbreitet, auf *Stellaria nemorum* von mir im Riesengebirge gefunden. Sie kann an allen grünen Teilen, selbst die Kelchblätter nicht ausgenommen, und auch schon an den Keimpflanzen auftreten und bewirkt Bleich- und Trockenwerden der Teile, auf denen dann die weißen Conidienträger, vorwiegend auf der Unterseite der Blätter, erscheinen. Über Entwicklung des Pilzes und Infektion s. oben S. 333. Fückel hält diesen Pilz für einen Entwicklungszustand der *Sphaerella Cerastii Fückel*, deren Perithezien auf abgestorbenen Teilen von *Cerastium* vorkommen. Einen Beweis dafür hat er nicht erbracht. Ich habe vielfach und zu allen Jahreszeiten die durch den Pilz getöteten Pflanzen nach diesen Perithezien durchsucht, aber immer vergebens.

Mit *Isariopsis* nahe verwandt scheinen einige auf Blattflecken beobachtete Conidienträgerformen zu sein, die als *Stysanus* bezeichnet worden sind, worunter man stielartige, aus vielen parallelen Hyphen zusammengesetzte, dunkel gefärbte Körper versteht, die an der Spitze durch die abgeschnürten Sporen bestäubt sind. Fückel²⁾ hat einen *Stysanus pusillus*

¹⁾ Bekämpfung der Pilzkrankheiten. Wien 1886, pag. 50.

²⁾ l. c. pag. 101 und 102.

anranken Blättern von *Stellaria media* und einen *Stysanus pallescens* auf solchen von *Stellaria nemorum* beschrieben und hält beide, ohne einen Beweis zu geben, für Entwicklungsstadien von *Sphaerella*.

b) *Isariopsis Stellariae* *Trail.*, auf *Stellaria graminea* in Schottland.

c) *Ramularia silenicola* *C. Mass.*, und *Ramularia didymarioides* *Br. et Sacc.*, auf *Silene inflata*, erstere in Italien, letztere in Frankreich.

d) *Ovularia Stellariae* *Sacc.*, auf *Stellaria nemorum*.

e) *Ramularia lychnicola* *Cke.*, auf *Lychnis diurna* in England.

f) *Cylindrosporium Saponariae* *Roum.*, auf *Saponaria officinalis* in Frankreich.

28. Auf Umbelliferen. a) *Cercospora Apii* *Fres.* (*Cercosporaella* auf Umbelliferen. *Pastinacae Karst.*), auf braunen Blattflecken von *Apium graveolens*, *Petroselinum sativum*, *Daucus Carota* und *Pastinaca sativa*, in Deutschland, Frankreich und Nordamerika beobachtet, braune Conidienträgerbüschel bildend; Sporen verkehrt keulenförmig, mit lang ausgezogener Spitze und drei bis zahlreichen Scheidewänden, farblos, 0,05—0,08 mm lang.

b) *Passalora polythrincioides* *Fuckel* (*Cladosporium depressum* *Berk. et Br.*), auf *Angelica sylvestris* und *Imperatoria Ostruthium*, dem vorigen Pilze ähnlich, aber mit kürzeren Conidienträgern und größeren Sporen.

c) *Cylindrosporium Pimpinellae* *C. Mass.*, auf *Pimpinella nigra* in Italien.

d) *Cylindrosporium septatum* *Romell*, auf *Laserpitium latifolium* in Schweden.

e) *Ramularia Levistici* *Oud.*, auf *Levisticum officinale* in Holland.

f) *Ramularia Heraclaei* *Sacc.*, auf *Heraclium* und *Apium graveolens*, Sporen 0,022 mm lang.

g) *Cercospora rhaetica* *Sacc. et Wint.*, auf *Imperatoria*.

h) *Ramularia oreophila* *Sacc.*, auf *Astrantia major* in Italien und in der Schweiz.

i) *Cercospora Bupleuri* *Pass.*, auf *Bupleurum tenuissimum* in Italien.

29. Auf Cornaceen. a) *Ramularia stolonifera* *Et. et E.*, auf Auf Cornaceen. *Cornus sanguinea* in Amerika.

b) *Ramularia angustissima* *Sacc.*, auf *Cornus sanguinea* in Italien.

30. Auf Hamamelidaceen. *Ramularia Hamamelidis* *Peck.*, Auf Hamamelidaceen. auf *Hamamelis* in Amerika.

31. Auf Ribesiaceen. *Cercospora marginalis* *Thüm.*, bewirkt Auf Ribesiaceen. Trockenwerden der Blatttränder der Stachelbeeren. Auf der Unterseite der frankten Stellen sitzen schwarze Conidienträgerbüschel mit keulenförmigen, 0,024 mm langen Conidien mit meist zwei Querscheiden. Von Thümen bei Görz beobachtet.

32. Auf Saxifragaceen. a) *Cercospora Saxifragae* *Rostr.*, Auf Saxifragaceen. auf schwarzen Flecken der Blätter von *Saxifraga cernua* in Norwegen.

b) *Ramularia Mitellae* *Peck.*, auf *Mitella diphylla* in Amerika.

c) *Cylindrosporium microspermum* *Sacc.*, auf Blättern von *Saxifraga rotundifolia* in Italien.

Auf Celastraceen.

33. Auf Celastraceen. a) *Ramularia Evonymi* Ell. et K., auf *Evonymus atropurpurea* in Amerika.

b) *Cercospora Evonymi* Erikss., auf *Evonymus europaeus* in Schweden.

c) *Cercospora Evonymi* Ell., auf *Evonymus* in Amerika.

Auf Rhamnaceen.

34. Auf Rhamnaceen. a) *Cercospora Rhamni* Fuckel, auf den Blättern von *Rhamnus cathartica*.

b) *Ramularia Alaterni* Thüm., auf *Rhamnus Alaternus* in Frankreich.

Auf Vitaceen.

35. Auf Vitaceen. Auf dem Weinstock treten Blattfleckenkrankheiten auf, bei denen Conidienträgerformen erscheinen, von denen es verschiedene Arten geben dürfte; wenigstens ist eine ganze Anzahl solcher unter verschiedenen Namen aufgestellt worden. Ihre Beschreibung ist bisher zum Teil sehr ungenügend gegeben worden; sie gehören streng genommen vielleicht nicht alle an diese Stelle, vielleicht sind auch manche dieser Formen nicht spezifisch verschieden. Wir zählen sie hier nach den vorliegenden Beschreibungen auf.

a) *Cercospora vitis* Sacc. (*Cladosporium viticolum* Ces., *Cladosporium ampelinum* Passer., *Helminthosporium vitis* Pirotta), am Weinstock in Europa wie in Nordamerika bekannt. Auf beiden Seiten der ziemlich großen kreisrunden, hellbraunen Blattflecke stehen schlanke Büschel brauner, unverzweigter Fäden; Sporen verkehrt keulenförmig, mit mehreren Querscheidewänden versehen, nach oben mehr oder weniger in einen schwanzförmigen Fortsatz verlängert, braun, 0,05—0,07 mm lang. Mit diesem Pilz ist wohl als identisch zu betrachten derjenige, den Fuckel¹⁾ als Conidienform von *Sphaerella vitis* Fuckel beschreibt. Thümen²⁾ führt zwar diesen besonders auf unter dem Namen *Septosporium Fuckelii* Thüm., der Unterschied ist aber eigentlich nur der, daß Thümen bei *Cercospora vitis* die Spore umgekehrt stehen läßt, so daß der Schwanz der Stiel wäre. Nun finde ich aber gerade an den von Saccardo ausgegebenen Exemplaren seines Pilzes die Sporen so wie beim Fuckel'schen Pilz stehen, der vermeintliche Stiel ist die Spitze. Was die behauptete Zugehörigkeit dieser Conidienträger zu *Sphaerella vitis* Fuckel (*Sphaeria vitis* Rabenh.) betrifft, einem Phrynomyceten, dessen Perithezien an dünnen Weinblättern gefunden werden, so hat jedenfalls Thümen Recht, daß dies zunächst nur auf Vermutung beruht.

b) *Cladosporium Rösleri* Cattan. (*Cladosporium pestis* Thüm.), dem vorigen Pilz ziemlich ähnlich, aber die ebenfalls aus den Spaltöffnungen hervortretenden Conidienträger bilden nur dünne Bündel, sind ziemlich kurz und schnüren an der Spitze cylindrische, einzellige, seltener mit einer oder zwei Querscheidewänden versehene Sporen ab. Die Flecke, die dieser Pilz bewohnt, sollen nur klein sein, später sich wenig vergrößern, daher einigermaßen dem schwarzen Brenner (s. unten) ähneln, mit welchem Namen nach Thümen³⁾ dieselben in Niederösterreich auch bezeichnet werden sollen. Bei Kirchner⁴⁾ wird die Krankheit als „Herbstbrenner“ bezeichnet. Von

¹⁾ l. c. pag. 104.

²⁾ Pilze des Weinstockes, pag. 172.

³⁾ l. c. pag. 169.

⁴⁾ Krankheiten und Beschädigungen unserer landwirtsch. Kulturpflanzen. Stuttgart 1890, pag. 353.

Hazslinski¹⁾ wird dieser Pilz als die Conidienform von *Sphaerella vitis Fückel* angesehen, was aber ebensowenig wie hinsichtlich der vorigen Form erwiesen ist.

c) *Septocylindrium dissiliens Sacc.* (*Torula dissiliens Duby*), dem vorigen sehr ähnlich und vielleicht nur ein anderer Entwicklungszustand desselben, ebenfalls auf sehr kleinen, trockenen, braunen, zuletzt schwarz werdenden Blattflecken und ebenfalls mit kurzen, einfachen Conidienträgern, welche dünne, braune Räschen bildend cylindrische oder keulenförmige, olivenbraune, 0,05–0,07 mm lange Sporen mit meist je 3 Scheidewänden abschnüren²⁾. In Oberitalien.

d) *Dendryphium Passerinianum Thüm.*, mit aufrechten, ziemlich kurzen, gegliederten, als schwarze Pünktchen erscheinenden Conidienträgern, die an der Spitze mehrere aus rosenkranzförmig gereihten kugelig-elliptischen, 0,006 mm langen, braunen Sporen bestehende Äste haben, auf großen, hellbraunen, dünnen Blattflecken, auf beiden Blattseiten.

e) *Septonema Vitis Lév.*, auf kleinen, braunen, trockenen Blattflecken unterseits schwarze Räschen von kurzen Conidienträgern bildend, auf welchen kettenförmig angeordnet, spindelförmige, braune, mit 4–6 Querscheiden versehene Conidien abgeschnürt werden. Bei Bordeaux beobachtet.

f) *Cercospora Vulpinae E. et E.*, auf *Vitis vulpina* in Amerika.

g) *Cercospora truncata E. et E.*, auf *Vitis indivisa* in Amerika.

h) *Cercospora Ampelopsidis Peck.*, auf *Ampelopsis quinquefolia* in Nordamerika.

36. Auf Aceraceen: *Cylindrosporium saccharinum Ell.* et Auf Aceraceen. *Ev.*, auf *Acer saccharinum* in Nordamerika.

37. Auf Euphorbiaceen. a) *Cercospora albidomaculans Wint.*, Auf Euphorbiaceen. auf *Ricinus communis* in Amerika.

b) *Cercospora Mercurialis Pass.*, auf *Mercurialis* in Italien.

38. Auf Anacardiaceen. *Cercospora Bartholomaei Ell.* et Auf Anacardiaceen. *Kell.*, und *Cercospora Toxicodendri Ell.*, auf *Rhus Toxicodendron* in Amerika.

39) Auf Juglandaceen. *Cylindrosporium Juglandis Kell.* et Auf Juglandaceen. *Sw.*, auf *Juglans nigra* in Amerika.

40. Auf Tropaeolaceen. *Cercospora Tropaeoli Atk.*, auf ful- Auf Tropaeolaceen. tiviertem *Tropaeolum* in Nordamerika.

41. Auf Zanthoryleaceen. a) *Cercospora afflata Wint.*, und Auf *Cercospora Pteleae Wint.*, auf *Ptelea trifoliata* in Amerika. Zanthoryleaceen.

b) *Cercospora glandulosa Ell. et K.*, auf *Ailanthus glandulosa* in Amerika.

42. Auf Oxalideen. *Cylindrosporium Oxalidis Traill.*, auf Auf Oxalideen. *Oxalis Acetosella* in Schottland.

43. Auf Balsaminaceen. a) *Ramularia Impatientis Peck.*, Auf Balsaminaceen. auf *Impatiens fulva* in Amerika.

b) *Cercospora Impatientis Bäuml.*, auf *Impatiens Nolitangere* in Ungarn.

c) *Cercospora Campi Silii Speg.*, auf *Impatiens Nolitangere* in Italien.

¹⁾ Just, bot. Jahressber. 1876, pag. 180.

²⁾ Thümen, l. c. pag. 175.

Auf Geraniaceen.

44. Auf Geraniaceen. *Ramularia Geranii Fockel*, auf *Geranium pusillum*, mit cylindrischen, zweizelligen Sporen, womit wahrscheinlich identisch ist das *Fusidium Geranii Westend.*, auf dürr werdenden Blattflecken von *Geranium pusillum* und *pratense*. Dieses soll nach Tulasne¹⁾ später unter der Epidermis eingesenkte Perithecieen (*Stigmathea Geranii Tul.*) bekommen. Auf kultivierten *Geranium*-Arten in Texas ist eine *Cercospora Brunkii Ell. et Gallow.* beobachtet worden.

Auf Malvaceen.

45. Auf Malvaceen. a) *Ramularia Malvae Fockel*, auf *Malva rotundifolia*. Sporen spindelförmig, meist schwach gekrümmt, einzellig.

b) *Cercospora nebulosa Saccardo*, auf länglichen, grauen Flecken des Stengels von *Althaea rosea*; Conidienträger braun. Sporen stabförmig, 5- bis 6fach septiert, farblos. In Oberitalien.

c) *Cercospora althaeina Sacc.*, auf *Althaea rosea*, durch kürzere und spärlich septierte Sporen von voriger unterschieden.

e) *Ramularia areola Atkins.*, auf den Blättern der Baumwollpflanzen in Amerika.

d) *Cercospora Malvarum Sacc.*, auf *Malva moschata* in Frankreich.

f) *Cercospora gossypina Cooke*, auf den Blättern der Baumwollpflanzen; die dazu gehörigen Perithecieen werden als *Sphaerella gossypina Atkins.*, bezeichnet²⁾.

Auf Tiliaceen.

46. Auf Tiliaceen. *Cercospora microsora Sacc.*, auf *Tilia* in Frankreich, Italien und Nordamerika.

Auf Aurantiaceen.

47. Auf Aurantiaceen: a) *Ramularia Citri Penz.*, auf Blättern von *Citrus Aurantium* in Gewächshäusern in Italien.

b) *Cercospora fumosa Penz.*, auf *Citrus Limonum* in Italien.

Auf Philadelphaceen.

48. Auf Philadelphaceen: *Ramularia Philadelphi Sacc.*, auf *Philadelphus coronarius*. Sporen cylindrisch spindelförmig.

b) *Cercospora angulata Wint.*, auf *Philadelphus coronarius* in Amerika.

c) *Cercospora Deutziae E. et E.*, auf *Deutzia gracilis* in Nordamerika.

Auf Myrtaceen.

49. Auf Myrtaceen: *Cercospora Myrti Eriks.*, auf den Blättern der Myrten in Schweden eine Blattfleckenkrankheit erzeugend; Conidien 0,060—0,100 mm lang, mit 3 bis 6 Querwänden.

Auf Onagraceen.

50. Auf Onagraceen. a) *Ramularia Chamaenerii Rostr.*, auf *Epilobium latifolium* auf Island.

b) *Cercospora Epilobii Schn.*, auf *Epilobium montanum* und *alpinum*.

c) *Cercospora montana Speg.*, auf *Epilobium montanum* in Italien, wohl mit der vorigen identisch.

d) *Fusidium punctiforme Schlechtend.*, mit cylindrischen Sporen auf braunen, trockenen, blutrot geäumten Blattflecken von *Epilobium montanum*.

Auf Lythraceen.

51. Auf Lythraceen. *Cercospora Lythri Niessl.*, auf *Lythrum Salicaria*.

Auf Aristolochiaceen.

52. Auf Aristolochiaceen. *Cercospora olivascens Sacc.*, auf *Aristolochia Clamatitis* etc. in Italien und Frankreich.

¹⁾ Fungor. Carpologia II., pag. 290.

²⁾ Bull. of the Torrey Botan. Club, New-York 1891, pag. 300.

53. Auf Spiräaceen. a) *Cylindrosporium Filipendulae* Auf Spiräaceen. Thüm., auf Blättern von Spiraea Filipendula.

b) *Ramularia Spiraeae* Peck., auf Spiraea opulifolia in Amerika.

c) *Cercospora Spiraeae* Thüm., daselbst in Österreich.

d) *Ramularia Ulmariae* Cooke, auf Spiraea ulmaria. Sporen cylindrisch, einzellig.

54. Auf Rosaceen. a) *Ramularia Tulasnei* Sacc., auf den Blättern der Erdbeeren (vergl. oben S. 312). Auf Rosaceen.

b) *Ramularia modesta* Sacc., auf Fragaria indica in Italien.

c) *Ramularia arvensis* Sacc., auf Potentilla reptans in Italien.

d) *Cercospora Rubi* Sacc., auf großen Blattpflecken von Rubus kleine, dunkle Conidienbüschel bildend, mit stabförmigen, nach oben verdünnten, mehrfach septierten Sporen. In Oberitalien.

e) *Scolecotrichum bulbigerum* Fuckel, auf Blattpflecken von Poterium Sanguisorba, wozu eine später sich entwickelnde Perithecienfrucht, Sphaerella pseudomaculaeformis Fuckel, gehören soll.

f) *Ramularia pusilla* Ung., und *Ramularia Schröteri* Kühn, auf Alchemilla vulgaris, mit einzelligen Sporen.

g) *Ovularia alpina* C. Mass., auf Alchemilla alpina in Italien.

h) *Bostrichonema modestum* Sacc., auf Alchemilla alpina in England mit geschlängelten Conidienträgern und zweizelligen Sporen.

i) *Cercospora rosicola* Pass., auf Rosa centifolia etc.

k) *Ramularia Banksiana* Sacc., auf Rosa Banksia in Italien.

55. Auf Pomaceen. a) *Cercospora Ariae* Fuckel, auf gelben Blattpflecken von Sorbus Aria, unterseits weiße Conidienträger bildend, mit spindelförmig-cylindrischen, gekrümmten, ein- bis dreifach septierten Sporen.

b) *Cercospora Mali* E. et E., auf Apfelblättern in Amerika.

c) *Cercospora tomenticola* Sacc., auf Cydonia vulgaris in Görz.

d) *Ovularia* (*Ramularia*) *necans* Pass., auf den Blättern von Mespilus und Cydonia; Sporen einzellig, kugelig, farblos, 0,0075 bis 0,012 mm lang. Nach Woronin wäre dieser Pilz der Conidienzustand des Discomyceten Sclerotinia Mespili (s. unten).

56. Auf Amygdalaceen. a) *Cercospora persica* Sacc. (*Cercospora persica* Sacc.), auf den Blättern von Persica vulgaris, unterseits weiße Conidienträgerbüschel bildend, mit cylindrischen, farblosen, 0,04 bis 0,05 mm langen Sporen. Auf Amygdalaceen.

b) *Cercospora circumscissa* Sacc., auf den Blättern der Zwetschen dunkle Büschel mit nadelförmigen, bräunlichen, 0,05 mm langen Sporen bildend.

c) *Cercospora rubrocineta* E. et E., und *consobrina* E. et E., auf Blättern von Persica vulgaris, in Amerika.

d) *Cercospora cerasella* Sacc., auf blaßbräunlichen, rundlichen Blattpflecken der Nirschbäume, mit braunen Conidienträgerbüscheln, auf welchen stabförmig-verkehrt keulenförmige, 0,04–0,06 mm lange, bräunliche Conidien abgesehnürt werden.

e) *Cylindrosporium Pruni-Cerasi* C. Mass., auf Blättern von Prunus Cerasus in Italien.

f) *Ramularia lata* Sacc., auf Prunus laurocerasus in Frankreich.

g) *Cylindrosporium Padi Karst.*, soll in Amerika eine Entblätterung der Pflaumenbäume verursachen, gegen welche mit Erfolg Bespritzung mit Bordeauxer Brühe dreimal im Juli und August angewendet wurde¹⁾.

Auf Leguminosen.

57. Auf Leguminosen. a) *Cercospora Meliloti Oud.*, auf trockenen, weißlichen Blattflecken des Steinklee bräunliche Conidienträgerbüschel bildend, mit stab- oder verkehrt keulenförmigen, durch ein oder mehrere Scheidewände septierten, farblosen, 0,023—0,065 mm langen Sporen.

b) *Cercospora Davisii Ell. et Ev.*, auf *Melilotus alba* in Amerika.

c) *Cercospora zebrina Passer.*, auf schwarzen, wie ein Querband von der Mittelrippe zum Blattrande laufenden Flecken von *Trifolium agrarium*, *medium* etc. Sporen sehr lang, mehrfach septiert.

d) *Cercospora helvola Sacc.*, auf *Medicago sativa* und *Trifolium alpestre*.

e) *Cercospora Medicaginis Ell. et Ev.*, auf *Medicago denticulata* in Amerika.

f) *Ramularia Schulzeri Bäuml.*, auf *Lotus corniculatus* in Ungarn.

g) *Ramularia sphaeroidea Sacc.* (*Ovularia sphaeroidea Sacc.*), auf trockenen, braunen Blattflecken von *Lotus*, unterseits weiße Conidienbüschel bildend, mit kugelförmigen, 0,008—0,01 mm großen, farblosen Sporen.

h) *Cercospora radiata Fuckel*, auf braunen Blattflecken von *Anthyllis vulneraria*. schwarze Conidienträgerbüschel bildend, mit fast cylindrischen, 3- bis 5fach septierten, farblosen Sporen. *Cercospora brevipes Penz. et Sacc.*, ist wohl damit identisch.

i) *Cercospora zonata Winter*, große, braunrote, konzentrisch gezonte Blattflecke auf *Vicia Faba* bildend, welche oberseits kleine schwarze Pünktchen der Conidienträgerbüschel tragen mit cylindrisch-keulenförmigen, farblosen, mit 4 Scheidewänden versehenen, 0,04—0,065 mm langen Conidien. In Portugal beobachtet.

k) *Ramularia Viciae Frank* (*Ovularia fallax Sacc.?*), auf sich bräunenden Blattflecken von *Vicia tenuifolia*: Conidienträger bogig aufsteigend, einfach, oben durch einige Sporenanfänge gezähnt. Sporen fast kugelförmig, am Grunde mit Papille, einzellig. Bei Dresden von mir beobachtet.

l) *Cercospora Viciae Ell. et Harkn.*, auf *Vicia sativa* in Amerika.

m) *Cercospora Fabae Fautr.*, auf *Vicia Faba* in Frankreich. Sporen 0,06—0,11 mm lang, mit 7—9 Scheidewänden.

n) *Isariopsis carnea Oud.*, auf *Lathyrus pratensis* in Holland.

o) *Scolecotrichum deustum Fuckel*, auf *Orobis tuberosus*. Identisch damit ist wohl *Ovularia deusta Sacc.*, auf *Lathyrus pratensis*.

p) *Cylindrosporium Glycyrrhizae Harkn.*, auf *Glycyrrhiza lepidota* in Amerika.

q) *Cercospora Coronillae C. Mass.*, auf *Coronilla Emerus* in Italien.

r) *Ramularia Galegae Sacc.*, auf *Galega officinalis* in Italien.

¹⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II. 1892, pag. 352.

s) *Cercospora olivascens* Sacc., auf bräunlichen Blattflecken von Phaseolus in Italien und Frankreich, graue Conidienträgerbüschel bildend; Conidien nadelförmig, 0,13—0,15 mm lang, farblos, mit 8—12 Querswänden.

t) *Isariopsis griseola* Sacc., auf braunen Blattflecken von Phaseolus, welche unterseits kleine, braune Näschen der lang stiel förmigen aus vielen Fäden bestehenden Conidienträger zeigen. An den oben abstehenden oder zurückgebogenen Fäden werden cylindrisch-spindelförmige, gekrümmte, 0,05—0,06 mm lange Conidien mit 1 bis 3 Querswänden gebildet. In Oberitalien beobachtet.

u) *Cercospora canescens* Ell. et Mart., auf Phaseolus in Nordamerika; Sporen 0,010—0,12 mm lang.

v) *Cercospora Phaseolorum* Cooke, auf Phaseolus in Nordamerika; Sporen 0,04—0,55 mm lang.

w) *Cercospora phaseolina* Speg., auf Phaseolus in Argentinien; Sporen 0,020—0,045 mm lang.

x) *Cylindrosporium Phaseoli* Rabenh., auf den Blättern von Phaseolus.

y) *Cercospora personata* Ell., auf Arachis hypogaea in Amerika.

z) *Cercospora Lupini* Peck., auf Lupinus diffusus in Amerika.

za) *Cercospora longispora* Peck., auf Lupinus in Amerika.

zb) *Cercospora filispora* Peck., auf Lupinus perennis in Amerika.

zc) *Cercospora condensata* Ell. et K., und *Cercospora olivacea* Ell., auf Gleditschia triacanthus in Amerika.

zd) *Cercospora simulata* Ell. et Ev., auf Cassia marylandica in Amerika.

58. Auf Ericaceen. a) *Ramularia Vaccinii* Peck., auf Vaccinium in Amerika. Auf Ericaceen.

b) *Ramularia multiplex* Peck., auf Vaccinium Oxycoccus in Amerika.

c) *Ramularia angustata* Peck., auf Azalea nudiflora in Amerika.

59. Auf Primulaceen. a) *Ramularia Lysimachiae* Thüm., auf Lysimachia thyrsiflora. Auf Primulaceen.

b) *Ovularia Corcellensis* Sacc. et Berl., auf Primula acaulis in der Schweiz.

c) *Ramularia Primulae* Thüm., auf Primula und *Ovularia primulana* Karst., auf Primula veris.

d) *Cercospora Primulae* Fautr., auf Primula elatior in Frankreich.

60. Auf Gentianaceen. *Cylindrospora evanida* Kühn, auf gelbbraun werdenden Blattflecken der Gentiana asclepiadea, mit cylindrischen Sporen, zuerst von Kühn¹⁾ auf dem Riesengebirge, von mir auch in den bayrischen Alpen gefunden. Anfänge von Peritheciën erscheinen nach Kühn bald nach den Conidienträgern. Auf Gentianaceen.

60. Auf Oleaceen. a) *Ovularia Syringae* Berk., auf Syringa in England. Auf Oleaceen.

b) *Cercospora Lilacis* Sacc., auf Syringa vulgaris.

¹⁾ Rabenhorst, Fungi europaei, No. 2260.

c) *Cercospora cladosporioides* Sacc., auf *Olea europaea* in Italien.

d) *Scolecotrichum Fraxini* Pass., auf *Fraxinus Ornus* in Italien.

e) *Cercospora Fraxini* Ell. et K., *texensis* Ell. et Gall., *fraxinea* E. et E., *fraxinites* E. et E. und *Cylindrosporium Fraxini* Ell. et Everh., *Cylindrosporium viridis* Ell. et E. und *Cylindrosporium minus* E. et K., auf *Fraxinus viridis* in Amerika.

Auf *Asclepiada-*
ceen.

62. Auf *Asclepiadaceen*. *Cercospora Bellyneckii* Sacc., auf *Cynanchum Vincetoxicum* in Italien und Belgien.

Auf *Apocynaceen*.

63. Auf *Apocynaceen*. a) *Ramularia Vincae* Sacc., auf *Vinca major* in Italien.

b) *Cercospora neriella* Sacc., auf *Nerium Oleander* in Italien.

Auf *Solanaceen*.

64. Auf *Solanaceen*. a) *Cercospora concors* Sacc. Auf lebenden Kartoffelblättern fand Caspary¹⁾ im Sommer 1855 bei Berlin einen Pilz, den er *Fusisporium concors* Casp. genannt hat, der aber nach der gegebenen Beschreibung und Abbildung zu den Pilzen dieser Gruppe gehört, da er die für diese charakteristischen, aus den Spaltöffnungen tretenden Büschel von Conidienträgern zeigt; auch wird von ihm ein endophytes Mycelium angegeben. Die Conidien sind schwach keulenförmig, mit drei Querswänden versehen, farblos, 0,035–0,045 mm lang.

b) *Cercospora solanicola* Atk., auf kleinen, schwarzgesäumten Flecken der Kartoffelblätter in Nordamerika. Sporen 0,1–0,23 mm lang, mit 10–30 Scheidewänden.

c) *Cercospora crassa* Sacc., auf *Datura Stramonium*; Conidienträger braun, Sporen lang, fadenförmig zugespitzt, 2- oder 3 fach septiert, braun. — *Cercospora Daturae* Peck., auf derselben Pflanze in Amerika.

d) *Cercospora Dulcamarae* Peck., auf *Solanum Dulcamara* in Amerika.

e) *Cercospora Solani* Thüm., auf *Solanum nigrum*.

f) *Cercospora nigrescens* Wint., auf *Solanum nigrum* in Portugal.

g) *Cercospora solanacea* Sacc. et Berl., auf *Solanum verbascifolium* in Australien.

Auf
 Polemoniaceen.

65. Auf *Polemoniaceen*. *Cercospora Omphalodes* Ell. et Holw., auf *Phlox divaricata* in Amerika.

Auf
 Plantaginaceen.

66. Auf *Plantaginaceen*. a) *Cercospora pantoleuca* Sacc., auf *Plantago lanceolata* und *major* in Italien, in der Schweiz und Frankreich.

b) *Ramularia plantaginea* Sacc. et Berl., auf *Plantago lanceolata* bei Rouen.

c) *Cercospora Plantaginis* Sacc., auf *Plantago*-Arten in Italien.

d) *Cylindrosporium rhabdosporium* Berk. et Br., auf Blättern von *Plantago* in England.

Auf
 Scrofulariaceen.

67. Auf *Scrofulariaceen*. a) *Ramularia Veronicae* Fuckel, auf *Veronica hederifolia*, mit einzelligen Sporen.

b) *Cylindrospora nivea* Ung., mit schneeweißen Sporenhäufchen auf *Veronica Beccabunga*.

¹⁾ Monatsber. d. Berliner Akad. 1855, pag. 314, Fig. 19–20.

c) *Stysanus Veronicae* Pass., ebenfalls aufranken-Blattflecken in *Veronica longifolia*. Über diese Conidienform vergl. oben S. 344.

d) *Ramularia Veronicae* Fautr., auf *Veronica hederifolia* in Frankreich.

e) *Ramularia Beccabungae* Fautr., auf *Veronica Beccabunga* in Frankreich.

f) *Ramularia variabilis* Fuckel, auf *Verbascum* und *Digitalis*.

g) *Ovularia duplex* Sacc., und *Ovularia carneola* Sacc., auf *Scrofularia nodosa* in Frankreich.

h) *Ramularia Scrofulariae* Fautr. et Roum., auf *Scrofularia aquatica* in Frankreich.

i) *Cylindrosporium Scrofulariae* Ell. et Everh., auf *Scrofularia* in Amerika.

k) *Cercospora Pentstemonis* Ell. et K., auf *Pentstemon* in Amerika.

l) *Ovularia Bartsiae* Rostr. (*Ramularia Bartsiae* Johannis.), auf der Blattunterseite von *Bartsia alpina* in Norwegen und Island, mit länglichen, 0,015—0,020 mm langen Conidien.

m) *Ramularia obducens* Thüm., auf *Pedicularis palustris* in der Schweiz.

n) *Cercospora Catalpae* Wint., auf *Catalpa bignonioides* in Amerika.

68. Auf Labiaten. a) *Ramularia Lamii* Fuckel, auf *Lamium* Auf Labiaten. amplexicaule, mit einzelligen Sporen.

b) *Ramularia lamiicola* C. Mass., auf *Lamium album* in Italien.

c) *Ramularia Ballotae* C. Mass., auf *Ballota nigra* in Italien.

d) *Ovularia Betonicae* C. Mass., auf *Betonica Alopecurus* in Italien.

e) *Ramularia Marrubii* C. Mass., auf *Marrubium vulgare* in Italien.

f) *Ramularia ovata* Fuckel, auf *Salvia pratensis*, mit eiförmigen einzelligen Sporen.

g) *Ramularia Menthae* Thüm., auf *Mentha arvensis* bei Drenburg.

h) *Ramularia menthicola* Sacc., auf *Mentha silvestris* in Italien.

i) *Ramularia Stachydis* C. Mass., auf *Stachys annua* in Italien.

k) *Ramularia Harioti* Sacc., auf *Prunella vulgaris* in Frankreich.

l) *Ramularia microspora* Thüm., auf *Teucrium Chamaedrys*.

m) *Ramularia Leonuri* Sacc., auf *Leonurus Cardiaca*.

n) *Ramularia Ajugae* Sacc., auf *Ajuga reptans*.

69. Auf Boraginaceen. a) *Ramularia calcea* Ces., auf braunen Blattflecken von *Symphytum officinale*. Sporen eiförmig, mehrzellig. Auf Boraginaceen.

b) *Ovularia Asperifolii* Sacc., und *farinosa* Sacc., auf *Symphytum* und *Cynoglossum*.

c) *Ramularia cylindroides* Sacc., auf *Pulmonaria officinalis*.

70. Auf Rubiaceen. a) *Cercospora Cephalanthi* Ell. et K., auf *Cephalanthus occidentalis* in Amerika.

b) *Cercospora Galii* Ell. et Holw., auf *Galium Aparine* in Amerika.

c) *Ramularia Göldiana* Sacc., auf Blättern und Zweigen des Kaffeebaumes in Brasilien.

d) *Cercospora coffeicola* B. et C., auf Blättern des Kaffeebaumes in Guatemala und Jamaica.

e) *Cercospora Cinchonae* E. et E., auf kultivierter Cinchona in Nordamerika.

Auf
Caprifoliaceen.

71. Auf Caprifoliaceen. a) *Cercospora depazeoides* Sacc. (*Passalora penicillata* Ces., *Exosporium depazeoides* Desm.), auf weißlichen Blattflecken von *Sambucus nigra*, welche auf der Oberseite durch die dunklen Bündel der Conidienträger schwarz punktiert sind. Diese sind schlang, fast pinselförmig. Sporen fast fadenförmig, mit 3—6 Scheidewänden, farblos.

b) *Cercospora penicillata* Fuckel, auf *Viburnum Opulus*, der vorigen sehr ähnlich.

c) *Ramularia sambucina* Sacc., auf *Sambucus nigra* und *canadensis*.

d) *Cercospora tineae* Sacc., auf *Viburnum Tinus* in Italien.

e) *Ramularia Adoxae* Karst. (*Fusidium Adoxae* Rabenh.), auf Blättern von *Adoxa moschatellina*, mit cylindrischen Sporen, daher wohl eine *Cylindrospora*: von Fuckel gemeinschaftlich mit *Phthiden* (*Septoria*-form) gefunden.

f) *Cercospora varia* Peck., auf *Viburnum* in Amerika.

g) *Ramularia Diervillae* Peck., auf *Diervilla* in Amerika. *Ramularia Weigeliae* Speg., auf *Weigellia rosea* in Italien.

h) *Cercospora Antipus* Ell. et Holw., auf *Lonicera flava* in Amerika.

i) *Cercospora Symphoricarpi* Ell. et Ev., auf *Symphoricarpus* in Nordamerika.

Auf
Campanulaceen.

72. Auf Campanulaceen. a) *Ramularia macrospora* Fres., auf großen, hellbraunen Blattflecken von *Campanula*-Arten; Sporen eiförmig bis länglich, ein- oder zweizellig.

b) *Cercospora Phyteumatis* Frank, auf schwarzen, in der Mitte weißen Blattflecken von *Phyteuma spicatum*, unterseits die weißen Conidienträgerbüschel, mit linealischen, meist 2- bis 3fach septierten, farblosen Sporen.

c) *Scolecotrichum ochraceum* Fuckel (*Bostrichonema ochraceum* Sacc.), auf *Phyteuma nigrum*, mit geschlängelten Conidienträgern und zweizelligen Sporen.

d) *Ramularia Prismatocarpi* Oud., auf *Prismatocarpus Speculum* in Holland.

Auf
Lobeliaceen.

73. Auf Lobeliaceen. *Cercospora ochracea* Sacc. et Malb., auf *Lobelia urens* in Frankreich.

Auf
Cucurbitaceen.

74. Auf Cucurbitaceen. a) *Cercospora Elaterii* Passer., auf runden, trockenen Blattflecken von *Echallium Elaterium*, die oberseits die schwarzen Mäuschen der Conidienträger zeigen. Sporen farblos, mit wenigen Scheidewänden.

b) *Scolecotrichum melophthorum* Prill. et Delacr., auf braunen, vertieften Flecken auf Stengeln und Früchten der Melonen in französischen Gärten, wo die Krankheit „La Nuile“ heißt und nach Prillieux und Delacroix¹⁾ von dem vorgenannten Pilze begleitet wird, der einen olivbraunen Überzug bildet und sich auch künstlich auf verschiedenen Medien kultivieren ließ. Sporen länglich eiförmig, ein- oder zweizellig, 0,010 mm lang.

¹⁾ Bull. Soc. Mycol. de France VII. 1891, pag. 218.

c) *Ramularia Bryoniae Fautr. et Roum.*, auf *Bryonia dioeca* in Frankreich.

75. Auf Valerianaceen. a) *Ramularia Centranthi Brun.*, auf *Centranthus ruber* in Frankreich.

b) *Ramularia Valerianae Sacc.*, auf *Valeriana* in Italien.

76) Auf Dipsaceen. a) *Cercospora elongata Peck.*, auf *Dipsacus silvestris* in Amerika.

b) *Ramularia Succisae Sacc.*, auf *Knautia silvatica* in Italien.

c) *Ramularia silvestris Sacc.*, auf *Dipsacus silvestris* in Frankreich.

77. Auf Compositen. a) *Ramularia filaris Fres.*, auf *Senecio nemorensis*, *Hieracium pilosella* und *Adenostyles*. Conidienträger nach oben oft in dünnere Fortsätze auswachsend; Sporen länglich oder fast cylindrisch, meist zweizellig.

b) *Ramularia pruinosa Speg.*, auf *Senecio Jacobaea*.

c) *Ramularia Senecionis Sacc.*, auf *Senecio vulgaris*.

d) *Cercospora Jacquiniana Thüm.*, auf *Senecio Jacquiniana* in Graubünden.

e) *Cercospora ferruginea Fuckel*, auf mißfarbigen Flecken von *Artemisia vulgaris*, die unterseits durch den Pilz rostbraun gefärbt sind. Die Fäden der Conidienträger sind sehr lang, etwas ästig, braun, die Conidien verlängert-keulenförmig, mit mehreren Scheidewänden, braun.

f) *Cercospora cana Sacc.* (*Cercospora cana Sacc.*), auf braun sich färbenden Blättern von *Erigeron canadensis*, die meist auf der ganzen Unterseite durch die farblosen Conidienträger weißlich erscheinen. Die Fäden ziemlich kurz, oben durch die Sporenanfänge höckerig; Sporen fast cylindrisch, mit 3—4 Scheidewänden, farblos.

g) *Ovularia Doronici Sacc.*, auf *Doronicum Pardalianches* in Frankreich.

h) *Ovularia Inulae Sacc.*, auf *Inula dysenterica* in Italien und Frankreich.

i) *Ramularia Virgaureae Thüm.*, auf *Solidago virgaurea*, mit einzelligen Sporen.

k) *Cercospora fulvescens Sacc.*, auf kleinen Blattflecken der *Solidago virgaurea*.

l) *Ramularia Bellidis Sacc.*, auf *Bellis perennis* in Italien.

m) *Ramularia Bellunensis Speg.*, auf *Chrysanthemum Parthenium* in Italien.

n) *Cercospora Calendulae Sacc.*, runde, graue, braungefäunte Flecke auf *Calendula officinalis* bildend. Fäden der Conidienträger blaßbraun, Sporen verkehrt keulen- oder stabförmig, 3- bis 5 fach septiert, farblos.

o) *Cercospora septorioides Sacc.*, auf *Adenostyles albifrons*.

p) *Ramularia cervina Speg.*, auf *Homogyne alpina* in Italien.

q) *Cercospora Carlinae Sacc.*, auf *Carlina vulgaris* in Italien.

r) *Ramularia Cardui Karst.*, auf *Carduus crispus* in Finnland.

s) *Ramularia Vossiana Thüm.*, auf *Cirsium oleraceum*, mit einzelligen Sporen.

t) *Ramularia melaena Fuckel*, auf *Cirsium heterophyllum*, mit zweizelligen Sporen.

u) *Cercospora Triboutiana* Sacc. et Letend., auf *Centaurea nigrescens*.

v) *Ovularia Serratulae* Sacc., auf *Serratula tinctoria* in Italien.

w) *Ramularia Cynarae* Sacc., auf *Cynara scolymus* in Frankreich.

x) *Ramularia Lampsanae* Sacc., auf *Lampsana communis*.

y) *Ramularia Taraxaci* Karst., auf *Taraxacum officinale*.

z) *Ramularia Thrinaciae* Sacc. et Berl., auf *Thrinex* bei Rouen.

za) *Ramularia Sonchi oleracei* Fautr., auf *Sonchus oleraceus* in Frankreich.

zb) *Ramularia Picridis* Faut. et Roum., auf *Picris* in Frankreich.

Pyrenomyceten
in Conidien-
fruktifikation in
Form eines
Stroma.

E. Pyrenomyceten, welche nur in der Conidienfruktifikation bekannt sind von der Form eines kleinen, meist lager- oder polsterförmigen, seltener stielförmigen Stromas, welches aus der Oberfläche der Pflanzenteile hervorstreicht.

Verschiedenartige Pilze, von denen man noch keine andre Fruktifikation als eine Conidienbildung von der in der Überschrift charakterisierten Beschaffenheit kennt, und die man vermutungsweise auch für Angehörige von Pyrenomyceten betrachtet, sind als Parasiten hier aufzuführen. Es stehen hier, wenn auch verwandte, doch immerhin ziemlich ungleichartige Formen beisammen, die wenigstens darin übereinstimmen, daß sie ein frei über die Oberfläche des Pflanzenteiles hervorstretendes Conidien-Stroma besitzen, welches keine Beziehungen zu den Spaltöffnungen zeigt. Ihr Mycelium ist endophyt, tritt aber bei manchen Arten auch an die Oberfläche des Pflanzenteiles hervor. Ebenjowenig einheitlich ist der pathologische Charakter dieser Parasiten, da sie auf den verschiedensten Pflanzenteilen und unter mannigfaltigen Symptomen auftreten.

I. *Mastigosporium* Riess.

Mastigosporium.

Zahlreiche sehr kurze, dicke, farblose, conidientragende Fäden stehen an der Oberfläche des Pflanzenteiles beisammen und tragen je eine elliptische, mit 3—5 Querscheidewänden versehene Spore, die an der Spitze ein feines, fadenförmiges Anhängsel besitzt; kleine weiße Häufchen bildend.

Auf *Alopecurus*.

Mastigosporium album Riess. Auf den Blättern und Blattscheiden von *Alopecurus pratensis* und *agrestis* finden sich nicht selten schwarzbraune, in die Länge gezogene Flecke, die bisweilen noch von einem mehr oder weniger deutlichen vergelbten Hofe umgeben sind und oft auf ihrer etwas bleicheren Mitte eine weiße, strichförmige Stelle haben. Der Fleck hat auf beiden Blattseiten dieselbe Beschaffenheit. Das weiße Häufchen besteht aus den Sporen des genannten Pilzes. Diese sind länglich, farblos, 0,045—0,05 mm lang, mit 3—4 Querscheidewänden und am Scheitel mit 1, 2 oder 3 borstenförmigen Anhängen versehen, welche die Länge der Spore erreichen können. Jede Spore sitzt an der Oberfläche des Blattes auf einem kurzen, dicken, farblosen

Stielchen, welches von den Myceliumfäden entspringt, die nicht nur auf der Oberfläche der Epidermis wachsen, sondern auch durch dieselbe ins Innere des Blattes zu verfolgen sind. Das Gewebe ist hier in der ganzen Dicke des Blattes gebräunt, infolge der Wirkung des Parasiten. Im höheren Gebirge fand ich den Pilz seltenerweise ohne den Vorstienanhang, sowohl im höchsten Teile des Erzgebirges an *Alopecurus pratensis*, als auch auf dem Brocken an *Calamagrostis Halleriana*, wo er ebenförmige Flecke erzeugt. Ob dies ein spezifischer Unterschied ist, kann ich nicht sagen; eine sonstige Abweichung besteht nicht.

II. *Fusisporium Link.*

Das conidientragende Stroma ist ein kleines, hellrotes Polster, *Fusisporium*, welches aus der Oberfläche der Pflanzenteile hervorbricht und aus verflochtenen, verzweigten Fäden zusammengesetzt ist, die auf den ungleich hohen Spitzen ihrer Zweige je eine spindelförmige, meist etwas gekrümmte, mit Querscheidewänden versehene Conidie abschneiden. Die meisten dieser Pilzformen sind Saprophyten und bleiben hier ausgeschlossen.

1. *Fusisporium anthophilum* A. Br., von A. Braun¹⁾ auf den Blüten von *Succisa pratensis* bei Berchtesgaden gefunden, wo die lichtorangeroten Polsterchen aus den Lappen der Blumenkrone und aus den Staubbeuteln hervorbrechen. Im Innern dieser Teile befindet sich das Mycelium. Die Folge ist, daß die Blumenkrone sich nicht entfaltet und nicht abgeworfen wird, die Staubbeutel in der Blumenkrone versteckt bleiben und schlecht entwickelten Pollen enthalten. Auf *Succisa*.

2. *Fusisporium Zavianum* Sacc., nach F. v. Thümen's²⁾ Angaben von Saccardo in Venetien am Weinstock gefunden, wo der Pilz auf bräunlichroten Flecken der Stengel, Blätter, Blütenstiele und Ranken erst weißliche, faserige, dann sich hellrosa färbende Überzüge bildet. Die spindelförmigen, gekrümmten Conidien sind 0,03—0,04 mm lang. Aus den Angaben ist nichts über die Ansiedelung des Pilzes an der Nährpflanze zu entnehmen. Auch liegt kein Beweis dafür vor, daß der Pilz die Ursache des Absterbens der Teile ist. Auf Weinstock.

III. *Fusarium Link, Phleospora Wallr.* und

Endoconidium Prill. et Delacr.

Das flache oder etwas konvexe, meist weiße oder hellrötliche Stroma ist nicht von sädiger, sondern von zellgewebeartiger, parenchymatischer Struktur und dicht mit conidientragenden Fäden besetzt, die bei *Fusarium* auf ihren Enden spindelförmige, oft etwas gekrümmte, mit Querscheidewänden versehene Conidien abschneiden. Der Unterschied von der vorigen Form ist kein scharfer. Die Abweichungen von *Endoconidium* sind im Nachfolgenden erwähnt. Viele hier nicht erwähnte Arten dieser Pilzformen sind Saprophyten. *Fusarium, Phleospora, Endoconidium.*

¹⁾ Rabenhorst, *Fungi europ.* No. 1964.

²⁾ Pilze des Weinstockes, pag. 25.

Auf Getreide-
ähren.

1. *Fusarium heterosporum* Nees. An den Ähren aller Getreidearten und auf manchen Gräsern treten, besonders wenn Regen längere Zeit die reisenden Halme auf dem Felde trifft, rosenrote Polsterchen an den Spelzen auf, wobei gewöhnlich auch die Körner mangelhaft ausgebildet sind. Die Sporen sind verschiedengestaltig, anfangs fast kugelig, reif spindelförmig, mit 3—5 Querscheiden, 0,030—0,05 mm lang. Der Pilz ist wohl nicht parasitär, sondern saprophyt auf schon abgestorbenen Teilen; mit Vorliebe siedelt er sich auf den mit Mutterkorn behafteten Blüten und auf Mutterkörnern selbst an. Es werden übrigens noch gewisse Formen beschrieben, welche von diesem Pilze etwas abzuweichen scheinen; nämlich *Fusarium miniatulum* Sacc. (*Fusarium miniatum* Prill. et Delacr.), auf Roggenkörnern, wo die Sporen 0,019—0,022 mm lang und ebenfalls mit Scheidewänden versehen sind, *Fusarium Triticum* Eriks.¹⁾ auf Weizenspelzen, wo die Sporen 0,012—0,020 mm lang und durch 1 bis 2 Scheidewände geteilt sind, und *Fusarium Schribauxii* Delacr. auf Weizenkörnern mit 0,035—0,040 mm langen, 4fach septierten Sporen. Nach Woronin²⁾ tritt im Ussurienlande fast alljährlich die Erscheinung des Taumelgetreides auf, wobei die Körner und das daraus bereite Brot berauschende Eigenschaften bekommen. Es soll hauptsächlich dadurch entstehen, daß die Garben lange auf den Feldern liegen gelassen werden, und unter den vielen Pilzen, welche Woronin auf solchen Körnern auffand (S. 295), war der Eingang genannte der häufigste. Prillieux³⁾ berichtet über Taumelroggen, der 1890 in einigen Orten des Departements Dordogne beobachtet wurde, nach dessen Genuß sämtliche Personen von Mättigkeit und Übelbefinden ergriffen wurden, ebenso Haustiere erkrankten. Dabei wurden die von Woronin angegebenen Pilze nicht gefunden; aber in der Kleberschicht war ein Mycelium vorhanden, welches bei Kultur auf feuchter Unterlage Fruchtträger lieferte, die der Gattung *Dendrodochium* Bon. entsprachen, jedoch dadurch unterschieden waren, daß die Sporen im Innern der Hyphenäste gebildet und aus diesen entleert wurden; Prillieux nennt deshalb diesen Pilz *Endoconidium temulentum*. Die dazugehörige Ascosporenform stellt kleine, gelblichrote Apothecien dar und wird *Phialea temulenta* genannt.

Auf Narcissus.

2. *Fusarium bulbigenum* Cooke et Mass., auf franken Zwiebeln von Narcissus in England.

Auf Kunkelrübén.

3. *Fusarium Betae* Rabenh.⁴⁾, bildet auf zahlreichen, kleinen, mißfarbigen, rotgesäumten Flecken der Kunkelrübenblätter dunkle Polsterchen von kurzen sporenabspinnenden Fäden mit sehr langen stabförmigen oder verkehrt keulenförmigen, farblosen Sporen mit mehreren Querscheidewänden. Die Krankheit hat Ähnlichkeit mit *Cercospora beticola* Sacc. (S. 344), doch ist der Pilz keine *Cercospora*, da die Polster nicht aus den Spaltöffnungen, sondern oft neben einer solchen aus der Epidermis hervorbrechen, wie ich schon in der ersten Auflage dieses Buches S. 601 geltend machte. Saccardo⁵⁾

¹⁾ Botan. Centralbl. 1891, pag. 299.

²⁾ Bot. Zeitg. 1891, No. 6. — Vergl. auch Sorokin, refer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I. 1891, pag. 236.

³⁾ Compt. rend. 1891, pag. 894, und Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 110.

⁴⁾ Rabenhorst, Fungi europ., Nr. 69.

⁵⁾ Sylloge Fungorum X, pag. 637.

muß dies nicht verstanden haben, denn er citiert den Pilz jetzt als *Cercospora Betae Frank*, welchen Namen ich demselben eben gerade nicht gegeben habe.

4. *Fusarium Mori Lév.* (*Septoria Mori Lév.*, *Fusarium maculans Béreng.*, *Phleospora Mori Sacc.*), erzeugt die Fleckenkrankheit der Maulbeerblätter, welche seit ungefähr 1846 in Deutschland, Frankreich und Italien, zuerst nur an Sämlingen und zweijährigen Pflanzten, später auch an den kräftigsten Bäumen auftrat. Sie zeigt sich anfangs in lichtgelblichen Flecken, die allmählich schmutzigbraun werden und sich vergrößern, worauf das Blatt vertrocknet. Die kranken Blätter sind zwar den Seidenraupen nicht schädlich, aber die Bäume leiden durch die Krankheit bedeutend. Schon H. v. Mohl¹⁾ zeigte, daß bei dieser Fleckenkrankheit die Myceliumfäden des Pilzes in den Interzellulargängen des Mesophylls der kranken Blattstellen wachsen und daß die Bildung der Pilzfrüchte unter der Epidermis durch Zusammentreten zahlreicher Fäden geschieht. Diese Früchte treten sowohl auf der Ober- wie Unterseite des Blattes in Form kleiner Pusteln durch die Epidermis. Dieselben sind nun aber keine kapselförmigen Pykniden, so daß der übliche Name *Septoria* für den Pilz nicht zutrifft, sondern sie stellen ein parenchymatisches, flaches braunes Stroma dar, welches von der durchbrochen werdenden Epidermis weit feldartig umgeben ist; auf der Oberfläche des Stromas werden in Schleim eingebettet die zahlreichen, cylindrischen, gekrümmten, 0,05 mm langen, mit 3 oder mehr Querswänden versehenen Sporen gebildet. Saccardo hat darum den Pilz in *Phleospora* umgetauft; indes dürfte der Name *Fusarium* angezeigt sein, da der Pilz mit der Diagnose dieser Conidienform übereinstimmt und ein neuer Name überflüssig erscheint. Eine Form, welche man als *Septoria moricola Pass.* (*Phleospora moricola Sacc.*), unterschieden hat, weil die Blattflecke im Herbst auftreten, keine rötliche Farbe zeigen und die Sporen viele Scheidewände haben sollen, dürfte wohl kaum als selbständige Species gelten können. Fuckel²⁾ hält die an abgefallenen Maulbeerblättern im Winter sich erzeugenden Perithezien der *Sphaerella Mori Fuckel* für Organe dieses Pilzes; doch ist dafür bis jetzt ein Beweis nicht beigebracht.

5. *Fusarium Celtidis Ell. et Tracy.*, auf *Celtis occidentalis* in Missouri; Conidien fünffächerig, 0,04—0,06 mm lang. Auf Celtis.

6. *Phleospora Aceris Sacc.* (*Septoria Aceris Lib.*), auf den Blättern von *Acer campestre*, *platanoides* und *Pseudoplatanus*. Auf Acer.

7. *Phleospora Aesculi Cooke*, auf den Blättern von *Castanea vesca* in England. Auf Castanea.

8. *Fusisporium Ricini Béreng.*, auf den Stengeln von *Ricinus communis*, welche dadurch beschädigt werden sollen, in Italien. Auf Ricinus.

9. *Phleospora Oxyacanthae Wallr.* (*Septoria Oxyacanthae Kze.*), auf Blättern von *Crataegus*. Auf Crataegus.

10. *Phleospora Trifolii Cavara*, auf den Blättern von *Trifolium repens* in Italien. Auf Trifolium.

11. *Fusarium Myosotidis Cooke*, auf Blättern von *Myosotis* in England. Auf Myosotis.

12. *Fusarium pestis Sorauer*. Eine in Deutschland nicht seltene Schwarzbeinigkeit der Kartoffelpflanze, die man als Stengelfäule oder Schwarz-
krankheit der
Kartoffel.

¹⁾ Bot. Zeitg. 1854, pag. 761.

²⁾ l. c. pag. 105.

beinigkeit bezeichnet hat, zeigt sich darin, daß zur Zeit, wo das Kraut erwachsen oder auch noch nicht vollständig erwachsen ist, zwischen den gesunden Pflanzen in mehr oder weniger großer Anzahl einzelne Stauden als krank auffallen, indem die Blätter sämtlich von unten her im ganzen gelb und schlaff werden und vertrocknen, worauf allmählich die Stengel sich umneigen. Dicht über der Bodenoberfläche findet man eine Stelle des Stengels geschwärzt, erweicht und getötet, und diese Stelle ist die Veranlassung des Absterbens des ganzen Stengels. Die Ursache der Erkrankung dieser Stengelpartie ist, wie Sorauer¹⁾ zuerst angegeben hat, eine Verpilzung des Gewebes, namentlich des Rinde- und Markparenchyms, wobei oft der Pilz an der Oberfläche in Form von freideweißen Näschen fruktifiziert, welche aus dem mit obigem Namen bezeichneten *Fusarium-Conidienstroma* bestehen. Später tritt dieselbe Krankheitserscheinung oft auch an den Stolonen der kranken Stauden ein. Die neuen Knollen pflegen dabei gesund zu sein, bleiben jedoch infolge der Verderbnis des Krautes in der Entwicklung zurück. Die Wurzeln der kranken Stauden sind anfangs gesund, sterben aber später offenbar infolge der zunehmenden Stengelsfäule ab. Ganz dieselbe Krankheitserscheinung kann übrigens auch durch die Made der Mondfliege hervorgerufen werden; man findet dann in dem geschwärzten faulen Stengelgrunde die Fraßhöhle dieses Insektes als Ursache. Es ist noch nicht bekannt, ob eine Übertragung dieses Pilzes durch die Saatknochen anzunehmen ist. Thatsächlich zeigt sich die Krankheit oft in gewissen Sorten häufig, während daneben stehende andre Sorten unverfehrt bleiben. Auch in Belgien ist die Krankheit im Jahre 1891 mehrfach aufgetreten²⁾.

Auf Uredineen.

13. Mehrere uredineenbewohnende Fusarien wurden von J. Müller³⁾ auf Rosa und Rubus-Blättern in den Phragmidium-Häufchen (S. 174) gefunden, nämlich *Fusarium spermogoniopsis* J. Müll. auf *Rubus fruticosus*, *Fusarium uredinicola* J. Müll., auf Blättern und Stämmen der Rosen, Himbeeren und Brombeeren in den daselbst auftretenden Uredineen, jedoch auch auf rostfreien Stellen.

IV. Monilia Pers.

Monilia.

Aus der Epidermis des befallenen Pflanzenteiles treten rundliche, konvexe, hellfarbige Polsterchen, welche aus wiederholt büschelförmig verzweigten aufrechten Fäden bestehen, auf denen die einzelligen ovalen, Conidien kettenförmig abgegliedert werden, und zwar so, daß die Conidienketten an ihrer Spitze weiter sprossen, indem immer aus den obersten Conidien die nächst jüngere hervorsproßt, wie auch durch seitliche Sprossung aus älteren Conidien die Ketten sich verzweigen können.

Schimmel des
Obstes.

Monilia fructigena Pers. (*Oidium fructigenum* Schm. et Kze., *Oospora fructigena* Wallr., *Torula fructigena* Pers.). Schimmel des Obstes. Auf Pflaumen, Mirthen, Aprikosen, Pfirsichen, Äpfeln und Birnen

¹⁾ Österr. landw. Wochenbl. 1888, Nr. 33.

²⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I. 1891, pag. 353.

³⁾ Die Rostpilze der Rosa- und Rubus-Arten. Landw. Jahrb. XV. 1886, pag. 745.

bildet sich im Sommer bisweilen ein weißlicher oder gelblich-ashgrauer, staubiger Schimmel, welcher in rundlichen, konvergen Polsterchen von oben beschriebener Beschaffenheit durch die Schale hervorbricht. Die Sporen sind 0,025 mm lang. Gewöhnlich trifft man diesen Schimmel auf reifen Früchten, sowohl auf abgefallenen, als auch auf noch hängenden; und die letzteren bleiben dann oft den ganzen Winter und sogar bis zum Frühjahr vertrocknet auf dem Baume. Während man früher annahm, daß der Pilz nur an reifen, auf dem Boden liegenden Früchten vorkomme, hat F. von Thümen¹⁾ angegeben, daß er schon auf halbreifem, noch hängendem Obst auftritt. Gallier²⁾ bestätigte dies; nach ihm kriechen die Mycelfäden teils auf der Oberfläche, teils brechen sie aus dem Innern hervor. Die Pflaumen werden meistens unter dem Einfluß des das Fruchtfleisch durchziehenden Myceliums weichlich, mißfarbig und bedecken sich dann mit den sporentragenden Polstern. Die Conidien sah Gallier in Nährstofflösung keimen und auf Pflaumen ausgesäet, Keimschläuche entwickeln, welche die Fruchtschale überspinnen; letztere bekommt infolgedessen Risse, durch welche das Mycelium eindringt, wobei es zwischen den Zellen des Fruchtfleisches hinwächst. Nach einer Notiz Sorauer's³⁾ hat der Pilz neuerlich in Holstein die Kirschenernte dadurch bedeutend geschädigt, daß das Mycelium die Blütenstiele, Kelche und jungen Fruchtknoten befiel und verdarb, auch bisweilen bis in den Zweig hinabdrang, meist unter Auftreten von Gummosis. Am meisten wurden Schattenmorellen befallen. Aber diese Thatfachen dürften immer noch kein hinreichender Grund sein, den Pilz zu den Parasiten zu rechnen. Ich fand ihn auch bereits im Frühlinge auf Kirschbäumen und zwar sehr häufig fruktifizierend an Blütenstielen und Blättern, welche durch einen Frost getötet worden waren, also wohl ebenfalls sekundär, selbst in die ein- und wenigjährigen Zweige ließ sich hier sein Mycelium manchmal in der Rinde verfolgen; jedoch nur da, wo durch die Frostwirkung Rinde und Cambium gebräunt und tot waren. Häufig war daselbst Gummifluß eingetreten. Die Conidien des Pilzes sah ich in Pflaumendecoct zu kleinen Mycelien sich entwickeln, welche hier bald wieder Conidienträgerbüschel mit Conidienketten, jedoch in viel kleinerer Conidienform erzeugten. Auf lebende Blüten- und Blattstiele des Kirschbaums ausgesäete Sporen sah ich zu langen Keimschläuchen auskeimen, welche jedoch nur auf der Oberfläche der Epidermis hinwuchsen, ein Eindringen in dieselben nicht erkennen ließen. F. v. Thümen erwähnt, daß die vom Pilze befallenen Früchte, wenigstens Apfel und Birnen, der Fäulnis länger widerstehen als die gleichzeitig mit ihnen auf dem Boden liegenden gesunden, und daß an Früchten, die nur stellenweise befallen sind, die verpilzten Stellen sich länger fest erhalten als die pilzfreien. Gallier hat wohl die richtige Erklärung hierfür gegeben, daß nämlich der Fruchtschimmel neben sich keine Hefe- und ähnlichen Bildungen aufkommen läßt, die an den andern Stellen die Frucht rasch in Fäulnis versetzen. Erwin Smith⁴⁾, welcher neuerdings über das Auf-

1) Öster. landw. Wochenbl. 1875, Nr. 41, und Fungi pomicoli, pag. 22.

2) Wiener Obst- und Gartenztg. 1876, pag. 117.

3) Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I. 1891, pag. 183, und Jahressb. des Sonderauschusses f. Pflanzenschutz in Jahrb. d. deutsch. Landw. Ges. 1891, pag. 212.

4) Peach root and peach blight. Journ. of Mycology. Washington 1889. V., pag. 120.

treten des Pilzes auf Pfirsichen in den großen Pfirsichdistrikten zwischen Chesapeake und Delaware Bay in Nordamerika berichtet, wo stellenweise die ganze Ernte dadurch vernichtet wurde, beobachtete, daß die Infektion schon im Frühjahr an den noch ganz kleinen Früchten durch hängen gebliebene vorjährige Früchte eintrat, und daß das Mycel auch in die Zweige hinabstieg. Besonders trat der Schimmel auf den reifen Früchten auf, sowohl an noch hängenden als auch an den als gesund gepflückten auf dem Transporte. Der Pilz ließ sich auch auf andre Obstfrüchte überimpfen. Jedenfalls ist das allgemeine und sorgfältige Einsammeln und Vernichten aller kranken Früchte angezeigt.

V. *Microstroma* Niessl.

Microstroma.

In flachen Näschen dicht beisammenstehende, sehr kurze, aufrechte Fäden gliedern an der Spitze einzellige, ovale, farblose Conidien ab.

Auf Eiche.

1. *Microstroma album* Sacc. (*Microstroma quercinum* Niessl., *Fusisporium album* Desm.), bildet weiße Häufchen auf der Unterseite der Eichenblätter.

Auf Nußbaum.

2. *Microstroma Juglandis* Sacc. (*Fusidium Juglandis* Bérang.), in kleinen, weißen Näschen auf der Unterseite bleicher durrer Flecke der Blätter des Nußbaumes. Wahrscheinlich ist das *Fusisporium pallidum* Niessl. hiermit identisch.

VI. *Melanconium* Link.

Melanconium.

Die Sporenlager bilden schwarze, aus dem Pflanzenteile hervorbrechende Polster, welche einzellige, dunkle Sporen tragen. Meist saprophyte Pilze.

Bitterrost der Weinbeeren.

Melanconium fuligineum Cov. (*Greeneria fuliginea* Scribner), auf reifenden Weinbeeren in Nordamerika und Italien, die als „Bitterrost“ bezeichnete Krankheit verursachend¹⁾; zerstreute dunkle Häufchen bildend; Sporen ellipsoidisch, braun, 0,009—0,012 mm lang.

VII. *Coryneum* Nees.

Coryneum.

Aus dem befallenen Pflanzenteile brechen kleine, meist dunkle Polster, welche gestielte, keulen- oder spindelförmige, durch Querwände mehrzellige braune Sporen tragen. Diese Pilze wachsen gewöhnlich auf abgestorbenen Pflanzenteilen, besonders auf dünnen Ästen; nur folgende Arten, welche mit in diese Gattung gestellt wurden, hat man als Parasiten bezeichnet.

Auf Kirschbäumen etc.

1. *Coryneum Beyerinckii* Oud. Diesen Pilz hatte Beyerinck als Ursache der Gummibildung bei den Kirschbäumen angesehen, offenbar mit Unrecht, weil er keineswegs ein konstanter Begleiter dieser Erscheinung ist (I., pag. 56). Später beschrieb Vuillemin²⁾ eine in Lothringen und den umgebenden Ländern aufgetretene Krankheit der Kirschbäume, die auch Zwetschen-, Aprikosen- und Pfirsichbäume befiel und bei welcher nach der Blüte auf den Blättern abgestorbene Flecke sich bildeten und die Früchte vertrockneten, und sah hierbei den nämlichen Pilz auftreten, den er als die

¹⁾ Vergl. Just, bot. Jahressb. 1888 II., pag. 356, und 1887, pag. 533.

²⁾ Journ. de Botan. 1887, pag. 315.

Ursache der Krankheit betrachtet. Später fand er¹⁾ an den am Baume hängen gebliebenen frühzeitig vertrockneten Früchten auch überwinternde Conidienbildungen sowie Perithezien, welche er als Zugehörige des *Coryneum* abzieht; sie stimmen mit *Ascospora* überein, weshalb er den Pilz als *Ascospora Beyerinckii* bezeichnet.

2. *Coryneum Laurocerasi* Prill. et Delacr., auf Blättern von *Prunus Laurocerasus* in Frankreich²⁾.

Auf *Prunus*
Laurocerasus.

VIII. *Dematophora* R. Hart.

Das auf Pflanzenwurzeln wachsende, helle bis schwärzliche Mycelium entwickelt steif borstenförmige Conidienträger, welche aus der Länge nach verwachsenen Fäden bestehen, und nach oben rispenartig verzweigt sind; die fadenförmigen Zweige tragen an vielen übereinander stehenden seitlichen Höckern je eine einzellige, ovale Spore (Fig. 69).

Dematophora.

Dematophora necatrix R. Hart., der Wurzelpilz oder Wurzelschimmel des Weinstocks. Seit dem Jahre 1877 ist man in Frankreich, Italien, in der Schweiz, in Österreich und in Baden auf eine Krankheit des Weinstocks aufmerksam geworden, welche wegen gewisser Ähnlichkeiten mit der Reblauskrankheit anfänglich vielfach mit dieser verwechselt worden ist, dann aber als etwas anderes erkannt und mit dem Namen *Blanc des racines*, *Champignon blanc*, *Blanquet* oder *Pourridié de la vigne*, *Morbo bianco* bezeichnet worden ist. Ich habe bereits in der vorigen Auflage dieses Buches S. 516 die Ergebnisse meiner Untersuchungen mitgeteilt, die ich über diese Krankheit anstellte bei ihrem ersten Auftreten zu Hagnau am Bodensee und bei Müllheim in Baden, in welchen Gegenden bis neuerdings die Krankheit immer mehr zunimmt³⁾. In den Weinbergen beginnen an einzelnen Stellen die Reben zu kränkeln, gelb und welk zu werden und sterben ab; diese Stellen werden allmählich, jedoch sehr langsam, größer, indem das Absterben am Rande derselben ringsum fortschreitet. An den frankten Weinstöcken fand ich ausnahmslos auf den Wurzeln und auf den in der Erde befindlich gewesenen Teilen des Stammes ein üppig entwickeltes Mycelium in Form zarter, faseriger Häute und Stränge von teils schneeweißer, teils gelblicher, teils aschgrauer oder bräunlich-schwarzer Farbe, welche den genannten Teilen nicht bloß oberflächlich anhaften, sie oft ganz umspinnend, sondern auch unter die Schuppen der Rinde eindringen und durch die Rinde bis nach der Grenze des Holzes sich verbreiten; auf der Oberfläche des letzteren wachsen sie dann oft in strahlig faserigen Ausbreitungen weiter; an manchen Stellen brechen sie wieder aus der noch nicht abgelösten Rinde hervor in Form heller Pusteln oder faseriger Bänder oder Stränge. Auch zwischen der angrenzenden Erde verbreitet sich das Mycelium von den Wurzeln aus; die von frankten Teilen abgelösten Erdstückchen sind gewöhnlich damit reich durchwuchert. Die Rinde der mit dem Pilz befallenen Wurzeln ist abgestorben, gebräunt, aufgelockert, rissig, vertrocknet, beziehentlich faulig; das Holz wird mürbe und brüchig. Oft kommt

Wurzelschimmel
des Weinstocks.

¹⁾ Dasselbst 1888, pag. 255.

²⁾ Bull. soc. mycol. de France 1890, pag. 179.

³⁾ Vergl. darüber Jahresber. d. Sonderausschusses f. Pflanzenschutz, in Jahrb. d. deutsch. Landw. Ges. 1892, pag. 217.

aus einem schon stark zersehten älteren Stammstücke noch ein neuer jüngerer Trieb, aber von dem kranken Stücke aus hat sich dann oft schon der verpilzte Zustand auf die Basis des Triebes verbreitet und bringt diesen dann ebenfalls zum Absterben. Die Fäden der dunklen, lockeren Mycelhäute sind ziemlich dick, braun- und derbwandig, septiert, reich verzweigt und dadurch charakteristisch, daß der Faden oft unterhalb der Scheidewand blasig aufgetrieben ist. Die weißen Häute und Stränge bestehen aus Fäden von genau derselben Beschaffenheit, nur sind sie farblos und offenbar jüngere Zustände der später gebräunten Hyphen; doch geben sie auch vielen feineren Zweigen den Ursprung, an denen die blasigen Anschwellungen gewöhnlich fehlen. Die gelben Mycelien sind meist am feinfädigsten und dicht verfilzt. Sowohl auf der Wurzel wie innerhalb der Wurzelrinde bilden sich auch stärkere, dunkle Stränge, welche den Rhizomorphen gleichen, denn sie bestehen aus einem hellen, lockeren, parallelfaserigen Mark, welches den gelblichen Mycelsträngen in seiner Beschaffenheit entspricht, und aus einer dunkelbraunen Rindenschicht. Letztere stellt ein braunwandiges Pseudoparenchym dar, hervorgegangen aus erweiterten und dicht verbundenen Hyphen. Wo die Rhizomorphe im Gewebe der Wurzelrinde entsteht, da schließt sie oft in ihrem Marke noch Gewebereste ein, und jenes Pseudoparenchym bildet sich in der Höhlung der Rindezellen, die dann von einer schaumigen, braunen Gewebemasse erfüllt werden, wie sie oben von den schwarzen Linien im Fichtenholze bei *Agaricus melleus* beschrieben wurde. An Stellen, wo der Rhizomorphenstrang frei liegt, ist er noch mit einer Hülle lockerer, schwärzlicher Fäden umgeben, indem nach außen das Pseudoparenchym in die gewöhnliche Mycelform sich auflöst. Nach dem Holz gelangt das Mycelium hauptsächlich durch die breiten Markstrahlen der Rinde, welche es in zahlreichen, feinen Fäden durchzieht, wächst dann ebenso auch in den Markstrahlen des Holzes und von da in die Holzzellen, endlich auch in das Mark, alle diese Gewebe mehr oder weniger bräunend, teils in der Membran, teils durch braune, amorphe Zerseßungsprodukte innerhalb der Zellen. Nach dem Absterben der Rinde wächst das Mycelium auch zwischen Holz und Bast üppig weiter. Doch habe ich im Holze nur selten und zwar nur nahe der Oberfläche die im Fichtenholze bei *Agaricus melleus* vorkommenden schwarzen Linien gefunden, die hier auf dieselbe Weise wie dort entstehen. Von *Phylloxera* oder andern Insekten ist an den kranken Reben keine Spur zu finden. Es kann also nicht zweifelhaft sein, daß allein der beschriebene Mycelpilz die Ursache der Wurzelerkrankung ist. Einen Namen konnte ich dem Pilz damals nicht geben, da an meinem Material keine Fruktifikation zu finden war. Schnegler¹⁾ beobachtete dieselbe Krankheit 1877 an Reben von Zion und Cully (Badland) und hat ebenfalls das parasitische Mycel aufgefunden. Er hält den Pilz wegen seiner Rhizomorphenstränge bestimmt für den *Agaricus melleus* und fand auch einen diesem Pilz gleichenden Fruchtträger am Grunde eines Weinbergpfahles, von dem aus eine Rhizomorphe sich nach den Rebenwurzeln verbreitete. Auch Millardet²⁾ hält den Pilz wegen der Rhizomorphen-

¹⁾ Observations faites sur une maladie de la vigne connue vulgairement sur le nom de „Blanc“, in *Compt. rend.* 1877, pag. 1141 ff.

²⁾ Le „Pourridié de la vigne“, in *Compt. rend.* 11. August 1879, pag. 379.

stränge für identisch mit *Agaricus melleus*. Die Krankheit sei häufig mit *Phylloxera* kompliziert; es wird von ihm sogar angenommen, daß der Pilz erst nach dem Befallen durch die Reblaus auftrete, wenn diese schon wieder verschwunden sei, daß er aber den gesunden Reben nichts schade. Diese Annahme ist nach meinen obigen Mitteilungen nicht zutreffend. Die Ähnlichkeit mit dem *Agaricus melleus* ist allerdings eine große, auch darin, daß der Pilz an den von ihm getöteten Pflanzenteilen noch als Saprophyt weiter vegetieren kann. Stücke faulender Rebenwurzeln und Stämme, welche Mycel enthielten, legte ich auf feuchten Boden in Töpfen aus. Das Mycel brach üppig daraus hervor und überzog die Oberfläche der Erde in graubraunen, faserigen, lappigen Häuten, die sich zum Teil auch in die Rücken der Erde vertieften. Trotzdem ist jene Annahme unerwiesen, da man nie die Fruchträger des *Agaricus* aus dem Mycel der kranken Reben hat hervorgehen sehen. Daß *Agaricus melleus* in der Umgebung von Neapel einmal auf Wurzeln alter Weinstöcke gefunden worden ist¹⁾, entscheidet für unsere Frage nichts. Auch stimmen die Rhizomorphen dieses Pilzes in ihrem Baue nicht mit denjenigen des *Agaricus melleus* überein. Auf den Wurzeln von Reben, die wahrscheinlich an der in Rede stehenden Krankheit gestorben waren, hat von Thümen²⁾ *Roesleria hypogaea* gefunden; aber dieser Pilz ist unzweifelhaft saprophyt, also sekundär; man findet seine kleinen, gestielten Köpfchen, auf denen die Sporenschläuche sich befinden, sehr häufig auf abgestorbenen Rebenwurzeln. Mit dem von mir beschriebenen Pilze stimmt er in keinem Punkte überein. Ich habe auch an meinen Reben keine Spur von ihm gefunden. Nun hat aber R. Hartig³⁾ wirklich Conidienträger an diesem Pilze beobachtet und danach dem letzteren den obigen Namen gegeben. Es sind 1,5—2 mm hohe, schwarzbraune, an der Spitze farblose, steif aufrechte, borstenähnliche Träger von der oben beschriebenen Beschaffenheit (Fig. 69). Die Conidien sind nur 0,002—0,003 mm lang. Nach R. Hartig sitzen die Conidienträger zahlreich teils auf kleinen dunklen knolligen Körperchen (Sclerotien), welche unter der Wurzelrinde entstehen und aus ihr hervorbrehen, teils auch auf dem gewöhnlichen fädigen Mycelium. Perithecienbildung konnte R. Hartig nicht erzielen. Nach den neueren Untersuchungen von Biala⁴⁾ lebt die *Dematophora* sowohl als Parasit als auch als Saprophyt; auf lebenden Pflanzen wachsen sie nur in der Myceliumform und können hier jahrelang steril bleiben; nur bei künstlichen Kulturen bringen sie ihre Fruktifikationen hervor. Als solche hat Biala außer den Conidienträgern auch noch Pykniden und endlich auch Perithecien gefunden. Letztere entstanden nur auf ganz abgestorbenen und zersehten Rebstöcken; sie waren ungefähr 2 mm groß, beinahe sphärisch und ohne Mündung, braun, sehr hart, weshalb Biala sie zu den Tuberaceen rechnet. Die Sporen der achtsporigen Schläuche sind 0,04 mm lang, 0,007 mm breit, an beiden Enden zugespitzt, schwarz. Biala hat noch eine zweite Art beobachtet, die in Rebbergen in Südfrankreich auf Sand-

1) Vergl. v. Thümen, Pilze des Weinstocks. Wien 1878, pag. 209.

2) l. c. pag. 210.

3) Untersuchungen aus d. forstbot. Institut zu München III. 1883.

4) Compt. rend. 1890, pag. 156, und Monographie du Pourridié des vignes etc. Paris 1891; refer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 167.

boden, jedoch selten vorkommt; er nennt sie *Dematophora glomerata* *Viala*; Peritheecien sind von ihr nicht bekannt; sie unterscheidet sich durch unverzweigte Conidienträger und größere, nämlich 0,0055 lange Conidien.

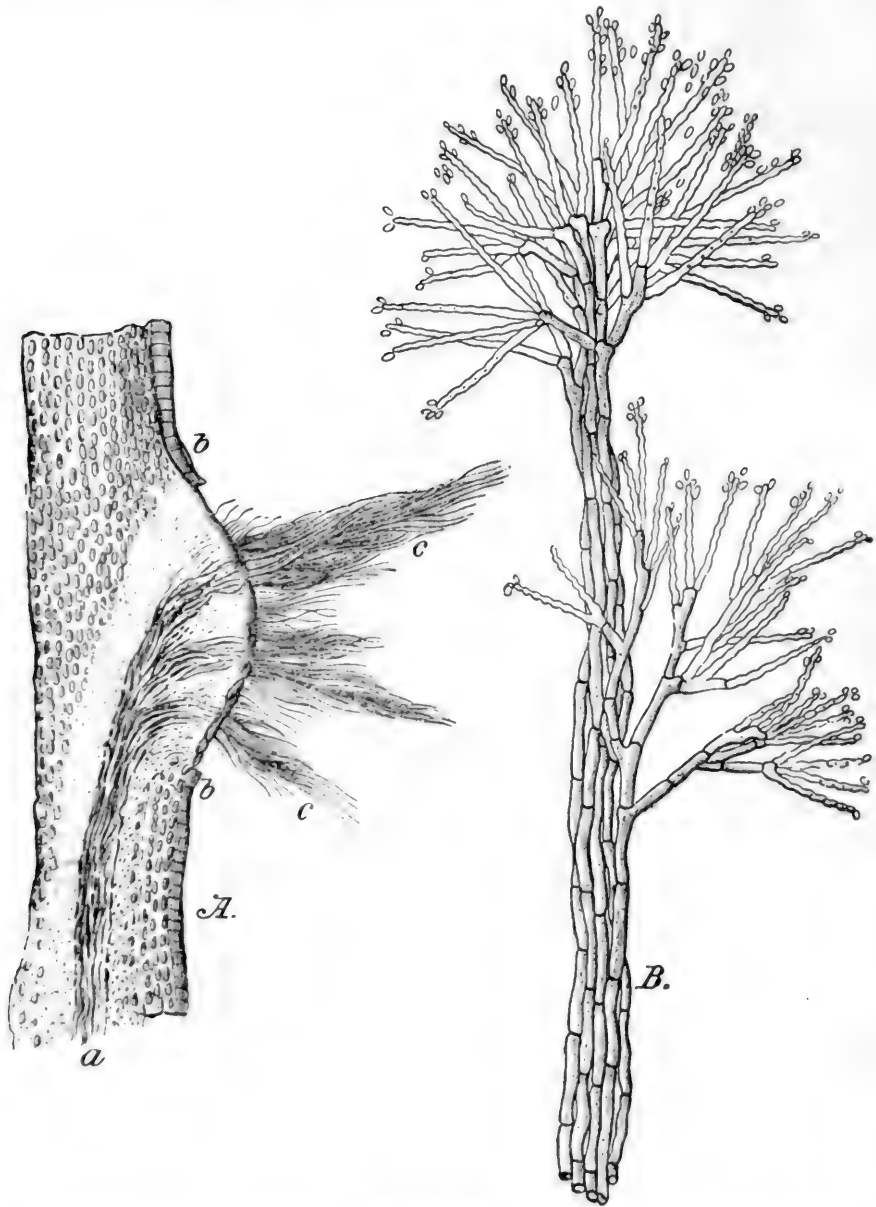


Fig. 69.

***Dematophora necatrix*.** A ein Rhizomorphenast a hat die Korkschicht bb einer Nebenwurzel durchbrochen und einen knollenförmigen, sklerotienartigen Körper gebildet, aus welchem bei c junge Fruchträger hervorsprossen; 50 fach vergrößert. B Spitze eines Fruchträgers mit rispenartig verzweigten Fäden, an welchen Sporen abgezeichnet werden; 420 fach vergrößert. Nach H. Hartig.

Es ist noch der Ansichten zu gedenken, wonach verschiedenartige Pilze als Ursache der Wurzelsäule des Weinstocks auftreten können. Foer und Viala¹⁾ hatten außer *Dematophora* ein als *Fibrillaria* bezeichnetes Mycelgebilde gefunden, welches nach den Kulturen zu einer *Psathyrella*-Art, also zu einem Hymenomyceten gehört; sie konnten indes nachweisen, daß dieses nur auf bereits in Zersetzung begriffenem Holze wächst. Roumeguère²⁾ will aber gefunden haben, daß diese an Weispfählen entwickelten *Psathyrellen* auch fakultativ parasitär auf die Nebenwurzeln übergehen. Und Millardet³⁾ hält an der Ansicht fest, daß es wenigstens zwei Arten von Wurzelsäule gebe, von denen die eine durch die Rhizomorphe des *Agaricus melleus*, die andre durch diejenige der *Dematophora* verursacht werde. Auch Schneßler⁴⁾ und Dufour⁵⁾ bringen Beobachtungen bei, welche das Auftreten der Fruchtkörper von *Agaricus melleus* auf wurzelsäulen Neben gegen Hartig's gegenteilige Behauptung beweisen.

Der Wurzelpilz des Weinstocks geht, wie ich schon in der ersten Auflage dieses Buches gezeigt habe, auch auf andre Pflanzen über, wenn diese in dem infizierten Boden wachsen. In Hagnau am Bodensee gingen andre Pflanzen, z. B. Bohnen, Kartoffeln, Runkeln, welche man auf den durch die abgestorbenen Neben leer gewordenen Stellen anbaute, gewöhnlich auch unter denselben Erscheinungen zu Grunde. Auch amerikanische Neben, die man nachpflanzte, wurden von der Krankheit ergriffen. Ebenso berichtete Schneßler (l. c.), daß Pflärsch-, Mandel- und Pflaumenbäume, die in den Weinbergen wuchsen, ebenfalls von dem Pilze getötet wurden. Bei R. Hartig's Versuchen tötete das Mycelium junge Ahorne, Eichen, Buchen, Kiefern, Fichten etc. Ich habe schon in meinen citierten ersten Mitteilungen über diesen Pilz bewiesen, daß die Krankheit durch das Mycelium auf gesunde Pflanzen übertragen wird, und zwar durch Infektion der Wurzeln im Boden, sowie daß der Parasit auf sehr verschiedenartigen Pflanzen gedeiht und von einer Nährspecie auf eine andre übergehen und die Krankheit übertragen kann. Die erkrankten Bohnen, welche man in Hagnau an den Stellen gezogen hatte, auf welchen die kranken Neben gestanden hatten, zeigten nämlich dasselbe weiße bis bräunliche, locker fädige oder Stränge oder Häute bildende Mycel, dicht auf der Oberfläche der Wurzeln und des Wurzelhalses wachsend, bis an die Bodenoberfläche oder noch ein Stück weiter heraufgehend, auch von den Wurzeln aus in die anhängenden Bodenteile sich erstreckend, die Beschaffenheit der Mycelfäden bis ins kleinste Detail mit denen des Weinpilzes übereinstimmend. Vielfach zeigten sich die ersten Angriffspunkte an den noch gesunden Wurzeln: bisweilen an einem einzigen Punkte einer solchen der Anfaß einer weißen Pilzmasse und allemal genau an dieser Stelle auch das Gewebe der Wurzel gebräunt und eingesunken, und stets ging diese Verderbnis so weit als der Pilz reichte. Anfänglich setzt sich das Mycel nur epiphyt an, und das genügt schon, um die Wurzel-epidermis zu töten. Hat der Pilz die oberflächlichen Gewebe zerstört, so dringt er auch ins Innere zwischen die Zellen der Rinde und des Holz-

1) Revue mycol. VII. 1885, pag. 75.

2) Daselbst, pag. 77.

3) Revue mycol. VII. 1885.

4) Botan. Centralbl. XXVII. 1886, pag. 274.

5) Actes Soc. helvét. des sc. nat. Genf 1886, pag. 80.

ringes ein, überall rasch Tod und Fäulnis erzeugend. Die größte Angriffsfläche findet der Pilz am Wurzelhalse und unteren Stengelende da, wo die meisten stärkeren Wurzeln zusammentreffen. Hier dringt das Mycelium bis in die Markhöhle vor und wächst hier im Stengel bis zu 2 mm über den Boden empor, die Markhöhle in dieser ganzen Erstreckung inwendig rötlich-braun oder schwärzlich färbend und mit einer lockeren, wolligen, schnee-weißen Mycelmasse ausfüllend, deren Fäden alle in der Längsrichtung hinaufgewachsen sind und denen des Myceliums auf den Wurzeln gleichen. Diese weiße Watte ist gewöhnlich durch die mehrfach beschriebene schwärzliche, pseudoparenchymatische Schicht begrenzt. Eben solche schwarze, dünne Häute oder Krusten bilden sich auch später äußerlich auf dem Holze der abgestorbenen Stengelbasis und werden, wenn die Rinde sich ablöst, wie eine schwarze Marmorierung sichtbar. Sie sind den Rhizomorphenbildungen in der Nebenrinde analog, aber entsprechend den dünneren Stengeln hier schwächer und dünner. Selbst wenn das ganze Wurzelsystem durch den Pilz getötet wird, sucht der noch lebende Stengel immer wieder durch Bildung neuer Nebenwurzeln, die nahe am Boden hervorbrechen, sich zu erhalten. Da aber auch diese bald ergriffen werden, so kränkelt die Pflanze fort und geht endlich ein. Ich habe Feuerbohnen ausgesät in Töpfen, nachdem ich die Erde derselben vermischt hatte mit Stücken der durch den Pilz getöteten Nebenwurzeln und Erdstückchen, die von den kranken Wurzeln abgelöst worden waren, wodurch also das Mycelium in die Erde gebracht wurde. Die im August gesäten Pflanzen wurden im Dezember untersucht. Sie hatten es zwar bis zum Blühen gebracht, die Blüten fielen aber ab, die unteren Blätter waren welk und gelb geworden und zum Teil abgefallen; die unterirdischen Teile zeigten mit Ausnahme junger Nebenwurzeln, die vor kurzem noch aus der Basis des Stengels in der Nähe der Bodenoberfläche getrieben worden waren, das ganze Wurzelsystem abgestorben und abgefault. An vielen Stellen der Oberfläche der Wurzeln hatten sich faserige Stränge und Häute von Mycelium angelegt, das Mark des unteren Wurzelhalses und unteren Stengelendes zeigte sich meist gebräunt, hohl und die Höhlung mit weißem Pilzmycel ausgekleidet. Die Fäden des Myceliums waren in jeder Beziehung den oben beschriebenen gleich. Die Übereinstimmung des Pilzes und der Symptome der Krankheit beweisen, daß die Infektion vollkommen gelungen war.

Gegenmittel.

Als Gegenmittel würden sich empfehlen: Ziehung von Isoliergräben in den Weingärten rings um die erkrankten Stellen, Wurzel- und Stokrodung der getöteten Reben, vielleicht auch Desinfektion des Bodens mittelst Schwefelkohlenstoff oder Petroleum wie sie gegen die Reblaus angewendet wird. Viala stellt die Drainage als das wirksamste Präventivmittel hin. Beinling¹⁾ berichtet, daß gegen den neuerdings in Baden in erschreckender Weise zunehmenden Wurzelschimmel Eisenvitriol mit gutem Erfolge angewendet worden ist. Im Herbst 1890 wurden je 4600—5000 Rebstöcke mit je 120—200 gr Eisenvitriol gedüngt; die sehr herunter gekommenen Stöcke zeigten im August 1891 freudiges Wachstum und zahlreiche neue Wurzeln gegenüber den nicht so behandelten, vom Wurzelschimmel befallenen Reben. Nach demselben Beobachter soll die Krankheit durch die vielfach übliche Verjüngungsmethode, wobei mehrjährige Ruten und sogar alte Stöcke in den Boden eingelegt

¹⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 208.

(„vergrubt“) werden, sehr begünstigt werden, während gewöhnliche Stecklinge keinen Wurzelschimmel bekommen.

IX. *Graphium Corda.*

Stielsförmige Conidienträger bestehen aus der Länge nach verwachsenen Fäden, welche oben pinselförmig auseinander treten und in reihenweis übereinanderstehende Sporen zerfallen, wodurch ein Sporenköpfchen auf der Spitze des Stieles gebildet wird.

Graphium.

Graphium clavisporum Berk. et Curt. Auf kranken Blattsflecken des Weinstocks in Nordamerika. Conidienträger aufrecht, schwarz, Sporen meist cylindrisch, mit mehreren Scheidewänden¹⁾. Nach Scribner²⁾ wäre jedoch dieser Pilz identisch mit *Cercospora vitis Sacc.* (S. 346.)

Auf Weinstock.

F. Pyrenomyceten, welche nur in Conidienfrüchten in der Form von Pyknidien oder Spermogonien bekannt sind.

Eine sehr große Anzahl parasitischer Pyrenomyceten ist bekannt, deren einzige Fruktifikation in der Bildung von Conidienfrüchten besteht, die man mit dem Namen Pykniden bezeichnet. Darunter versteht man solche Früchte, welche unter dem Hautgewebe des Pflanzenteiles verborgen liegen und nur ihre reifen Conidien nach außen hervorquellen lassen. Die Pykniden sind entweder wirklich geschlossene Kapseln oder Säckchen von ungefähr kugelförmiger oder, wenn sie mit flacher Basis dem Pflanzenteil eingewachsen sind, mehr halbkugelförmiger Gestalt; diese sind ringsum von einer dünnen, mehr oder weniger bräunlichen Hülle umschlossen, welche aus einer oder wenigen pseudoparenchymatischen Lagen von Pilzzellen besteht; am Scheitel aber, welcher durch die Oberhaut der Pflanze hervorbricht, ist die Pyknidenhülle von einem vorgebildeten Porus unterbrochen, durch welchen die Sporenentleerung erfolgt. Die obere Wölbung der Pyknidenhülle ist aber bei manchen Formen unvollständig, indem die Oberhaut des Pflanzenteiles die obere Bedeckung mehr oder weniger allein vertritt, so daß also auch kein eigentlicher Porus zu erkennen ist; wir haben dann streng genommen keine ringsum geschlossene Kapsel, sondern mehr ein eingewachsenes flaches, rundliches Sporenlager, welches vorwiegend nur von der Epidermis, beziehentlich von der Cuticula überdeckt ist. Zwischen beiden Formen kommen aber, selbst bei einer und derselben Species, Übergangsbildungen vor, so daß man alle solche eingewachsenen Conidienfrüchte Pykniden nennen kann, gleichgültig ob der nach außen gefehrte Teil ihres Fruchthäuses unvollständig oder bis zur Bildung

Pyrenomyceten in Form von Pykniden bei Blatt- und Fruchtsfleckenkrankheiten.

¹⁾ Vergl. Thümen, Pilze des Weinstocks, pag. 177.

²⁾ Report of the fungus diseases of the grape vine. Departem. of agricult. Sectio of plant pathology. Washington 1886.

eines wahren Porus vollständig ist. In allen Fällen ist die Innenwand, vorzugsweise auf der Basis der Pyknide, mit zahlreichen kurzen sporenabstürenden Fäden besetzt. Die Sporen werden bei der Reife, sobald Feuchtigkeit hinzutritt, aus dem Porus, beziehentlich aus der am Scheitel aufreißenden Epidermis der Pflanze hervorgepreßt, meist in Schleim eingebettet, oft in Form gallertartiger Ranken oder Würste, die dann sich bald auflösen und die Sporen in die Umgebung fließen lassen. Bei den meisten dieser Formen sind die Conidien leicht keimfähig. Diejenigen, bei denen dies nicht der Fall ist, würden nach der üblichen Terminologie als Spermogonien, ihre Sporen als Spermarien zu bezeichnen sein.

Hinsichtlich ihres pathologischen Charakters stimmen die meisten dieser Pykniden-Pilze darin überein, daß ihr endophytes Mycelium im allgemeinen nur kleine Stellen oberirdischer Pflanzenteile bewohnt und diese tötet, und wir es daher hier wieder meist mit Blattfleckenkrankheiten oder Fruchtfleckenkrankheiten zu thun haben. Auch sie treten meist in größerer Anzahl von Infektionsstellen auf, so daß die befallenen Teile oft mehr wegen der großen Anzahl der Flecke als wegen der Gefährlichkeit der einzelnen verpilzten Stelle beschädigt werden. Manche erzeugen außer auf den Blattflächen auch auf den Zweigen und Blattstielen franke Flecke und bewirken dann oft ein Abbrechen des Blattstiels, also wirkliche Entblätterung. Bei einigen durchzieht das Mycelium auch größere Strecken des Pflanzenteiles, so daß der letztere nicht mehr in begrenzten Flecken, sondern in größerer Ausdehnung erkrankt und verdirbt. Überall sind auf den verpilzten und erkrankten, nämlich bleich oder gelb, grau oder braun gefärbten Teilen die Pykniden für das unbewaffnete Auge als sehr kleine, dunkle Pünktchen sichtbar, auf denen zur Zeit der Sporenentleerung ein kleines, helles Schleimhäufchen erkennbar wird.

I. *Gloeosporium* Desm. et Mont. und verwandte Formen.

Gloeosporium.

Die Pyknidenfrucht hat hier meist kein vollständiges Fruchtgehäuse. Sie stellt ein kleines, scheiben- oder fassenförmiges Lager dar, welches zwischen der Epidermis und der Cuticula sich bildet; die letztere, welche meist allein, die Bedeckung des Sporenlagers bildet, wird zuletzt am Scheitel unregelmäßig durchbrochen durch die farblose oder hell lachs-farbene Schleimmasse, in welcher die meist einzelligen, farblosen, eiförmigen oder länglichen Conidien eingebettet herausgepreßt werden (Fig. 71). Formen, wo die Sporen durch eine Querscheidewand zweizellig sind, hat man mit dem Gattungsnamen *Marsonia*, diejenigen, wo mehr als eine Scheidewand vorhanden, mit dem Namen *Septogloeum* be-

nannt. Vielleicht sind dies aber keine für Gattungsunterschiede verwendbare Merkmale. Auf zahlreichen Pflanzenarten und über die ganze Erde verbreitet sind diese Pilzformen gefunden worden.

1. Auf Farnen. a) *Gloeosporium Phegopteridis* Frank, auf *Phegopteris polypodioides* unregelmäßige, braune Flecke erzeugend, die bisweilen die Wedel ganz bedecken. Auf der Unterseite dieser Flecken werden die Sporen in weißlichen Schleimmassen in großer Menge ausgestoßen. Die Sporen sind etwas ungleichseitig eiförmig, unten abgestutzt, oben in eine schwach sichelförmige, kegelförmige Spitze verlängert, einzellig, farblos. Von mir in der sächsischen Schweiz gefunden. Auf Farnen.

b) *Gloeosporium Pteridis* Hark. und *Gloeosporium leptospermum* Peck., auf *Pteris aquilina* in Amerika.

c) *Septogloeum septorioides* Pass., auf Wedeln von *Pteris aquilina* in Italien.

2. Auf Cycadeen. *Gloeosporium Denisonii* Sacc. et Berl., auf den Samen von *Encephalartus Denisonii* in Australien und *Gloeosporium Encephalarti* Cooke et Mass., auf den Blättern von *Encephalartus horridus*. Auf Cycadeen.

3. Auf Koniferen. *Gloeosporium Taxi* Karst. et Har., auf Nadeln auf Koniferen von *Taxus* in Frankreich.

4. Auf Gramineen. *Septogloeum oxysporum* Bonm., auf Gräserblättern in Belgien. Auf Gramineen.

5. Auf Cyperaceen. *Septogloeum dimorphum* Sacc. (*Kriegeria* auf Cyperaceen. *Eriophori* Bres.), auf Blättern von *Eriophorum angustifolium*.

6. Auf Eiliceen. a) *Gloeosporium veratrinum* Allesch., auf Blättern von *Veratrum Lobelianum*. Auf Eiliceen.

b) *Myxosporium dracaenicolum* B. et Br., auf den Blättern kultivierter Dracänen in England, gehört wohl mit in die Verwandtschaft dieser Gattung.

7. Auf Aroideen. *Gloeosporium Thümenii* Sacc., auf den Blättern von *Alocasia cucullata*. Auf Aroideen.

8. Auf Musaceen. *Gloeosporium Musarum* Cooke et Mass., auf den Früchten von *Musa* in Australien. Auf Musaceen.

9. Auf Orchideen. a) *Gloeosporium cinctum* Berk. et C., auf Blättern von verschiedenen kultivierten Orchideen in Amerika. Auf Orchideen.

b) *Gloeosporium affine* Sacc., auf *Vanilla* und andern Warmhaus-Orchideen.

c) *Gloeosporium Vanillae* Cke. et Mass. (*Hainsea Vanillae* Sacc. et Ell., bewirkt eine Krankheit der Vanille auf den Seychellen, Réunion und Mauritius, wobei die Schoten schwarz werden und abfallen. In den lebenden Blättern fand Massée¹⁾ Mycelium und auf der Oberfläche derselben die Conidienfrüchte als rosen- oder ambrafarbene Pusteln auf frankten Flecken. Auf den absterbenden und toten Blättern und Stamnteilen zeigten sich Pykniden in der Form einer Cytispora, und in späteren Stadien in dem Stroma der Cytispora die Perithezien, wonach der Pilz als *Calospora Vanillae* Mass. bezeichnet wird. Gesunde Blätter mit den Sporen des *Gloeosporium* und der *Cytispora* zu infizieren ist Massée nicht gelungen,

¹⁾ Refer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 36 2.

wohl aber soll durch Ausfaat der Ascosporen auf gesunde Blätter wieder Gloeosporium erzeugt worden sein. Auch auf andern Orchideen aus den Gattungen *Oncidium* und *Dendrobium* hat Massée den Pilz beobachtet.

Auf Cupuliferen.

10. Auf Cupuliferen. a) *Gloeosporium Fagi West.* (*Gloeosporium exsicans Thüm.*), auf runden Flecken an der oberen Blattseite von *Fagus sylvatica*; Sporen länglich eiförmig, 0,0015—0,0020 mm lang.

b) *Gloeosporium Fuckelii Sacc.* (*Gloeosporium Fagi Fuckel*), auf trockenen Flecken der Blätter von *Fagus sylvatica*, die sich dadurch dunkel bräunrot verfärben. Sporen lanzettförmig gerade; 0,006—0,008 mm lang.

c) *Gloeosporium fagicolum Pass.*, auf Blättern von *Fagus sylvatica* in Frankreich.

d) *Gloeosporium ochroleucum B. et C.*, auf *Castanea vesca* in Amerika.

e) *Gloeosporium quercinum West.*, auf Eichenblättern.

f) *Gloeosporium gallarum Ch. Rich.*, auf Eichengallen in Frankreich.

g) *Gloeosporium Coryli Desm.*, und *Gloeosporium perexiguum Sacc.*, auf Blättern von *Corylus Avellana*.

Auf Betulaceen.

11. Auf Betulaceen. a) *Gloeosporium Carpini Desm.*, auf Blättern von *Carpinus Betulus*. Sporen fadenförmig, gekrümmte, 0,010—0,015 mm lang.

b) *Gloeosporium Robergei Desm.*, auf Blättern von *Carpinus Betulus*. Sporen spindelförmig, 0,012—0,015 mm lang.

c) *Gloeosporium Betulae Fuckel*, an trocken werdenden Blättern von *Betula alba*. Pykniden schwärzlich, Sporen cylindrisch, gerade.

d) *Marsonia Betulae Sacc.*, auf Blättern von *Betula alba*.

e) *Gloeosporium betulinum West.*, auf Blättern von *Betula alba* und *verrucosa*. Sporen eiförmig.

f) *Gloeosporium Betularum Ell. et Mart.*, auf Blättern von *Betula nigra* und *lenta* in Amerika.

g) *Gloeosporium alneum West.*, auf Blättern von *Alnus glutinosa* und *incana* in Belgien und Italien.

Auf Salicaceen.

12. Auf Salicaceen. a) *Marsonia Castagnei Sacc.* (*Gloeosporium Castagnei Mont.*), auf runden, braunen Blattflecken von *Populus alba*, Pykniden unterseits. Sporen ei- oder birnförmig.

b) *Gloeosporium Populi albae Desm.* (*Leptothyrium circinans Fuckel*), bildet auf großen, braunen, dünnen Blattflecken von *Populus alba* oberseits glänzend schwarze Pykniden in einem großen Kreise, der sich allmählich erweitert und den toten Fleck umgiebt; Sporen spindelförmig, 0,012—0,016 mm lang.

c) *Gloeosporium Tremulae Passer.* (*Leptothyrium Tremulae Lib.*), auf *Populus tremula*.

d) *Gloeosporium cytisporeum Pass.*, auf Blättern von *Populus canescens* in Italien.

e) *Gloeosporium dubium Bäuml.*, auf Blättern von *Populus tremula* in Ungarn.

f) *Marsonia Populi Sacc.* (*Gloeosporium Populi Mont. et Desm.*), auf Blättern von *Populus nigra*, *italica* und *alba*.

g) *Gloeosporium Salicis Westend.* (*Gloeosporium aterrimum Fuckel*), auf schwarzen Blattflecken von *Salix alba*, Pykniden oberseits, Sporen länglich.

h) *Marsonia Salicis Trail.*, auf Blättern von *Salix* in Norwegen.

13. Auf Celtideen. *Gloeosporium Celtidis Ell. et Ev.*, auf Auf Celtideen.
den Blättern von *Celtis occidentalis* in Amerika.

14. Auf Juglandaceen. a) *Marsonia Juglandis Sacc.* (*Gloeosporium Juglandis Mont.*), auf Blättern von *Juglans regia* und *nigra*.

Auf
Juglandaceen.

b) *Gloeosporium epicarpium Thüm.*, auf der grünen Fruchtschale der Walnüsse in Istrien nach F. v. Thümen¹⁾ verschieden große, runde oder längliche, etwas eingedrückte, graubräunliche, rotbräunlich umsäumte Flecke veranlassend, auf deren Mitte die kleinen schwärzlichen Pykniden hervorbrechen. Sporen 0,012 mm lang, spindelförmig, zugespitzt, andre schmal elliptisch, stumpf.

15. Auf Platanaceen. a) *Gloeosporium nervisequum Sacc.* (*Hymenula Platani Lév. Fusarium nervisequum Fuckel*). Der Parasit lebt an den Blättern von *Platanus orientalis* und bewirkt ein Absterben, Dürre- und Morschwerden der Blattrippen. Dies beginnt von irgend einem Punkte, häufig an der Vereinigung der drei Hauptrippen und folgt dann dem Laufe der Rippen, setzt sich auch auf die Seitenrippen und oft auch auf dem Blattstiel fort. Gewöhnlich wird auch das an die befallenen Rippen zunächst angrenzende Blattgewebe gebräunt. Die Folge ist, daß das Blatt schon mitten im Sommer meist noch grün abfällt, indem die verpilzte morsche Stelle des Blattstiels bricht. Auf den erkrankten Rippen zeigen sich, sowohl an der Ober- wie Unterseite, kleine, graubraune, längliche Pünktchen. Jedes ist eine durch die Epidermis hervorbrechende, flache Pyknidenfrucht, mit zahlreichen, dicht gedrängt stehenden, kurzen, einfachen sporentragenden Fäden; die Sporen sind 0,012—0,015 mm lang, eiförmig, einzellig, farblos. Der Pilz ist in Deutschland auf den Platanen nicht selten, neuerdings z. B. um Berlin ziemlich verbreitet und sehr schädlich, an manchen Bäumen fast völlige Entblätterung bewirkend, ähnlich einer Frostwirkung. In verschiedenen Gegenden Frankreichs ist diese Platanenkrankheit ebenfalls erheblich schädlich aufgetreten²⁾. Auch aus Nordamerika wird neuerdings über das starke Auftreten dieser Krankheit berichtet³⁾. Lulasne⁴⁾ betrachtete den Pilz als die Conidienform von *Calonectria pyrochroa (Desm.) Sacc.*, deren Perithezien auf abgestorbenen Platanenblättern sich finden. Doch ist in Deutschland dieser Ascomycet noch nicht beobachtet worden, obgleich das *Gloeosporium* hier sehr häufig ist. — Die als *Gloeosporium valsoidum Sacc.* bezeichnete Form, welche in Italien auf den jüngeren Zweigen von *Platanus occidentalis* gefunden worden ist, dürfte vielleicht mit unserm Pilze identisch sein, da sie auch in Größe und Gestalt der Sporen mit diesem übereinstimmend angegeben wird, was also bedeuten würde, daß derselbe auch auf den Zweigen vorkommt.

Auf
Platanaceen.

b) *Gloeosporium Platani Oud.* (*Fusarium Platani Mont.*), soll auf der unteren Blattseite von *Platanus occidentalis* und *orientalis* in Belgien und Holland, Frankreich und Italien vorkommen. Die Sporen haben dieselbe Größe

¹⁾ *Fungi pomicoli*, pag. 58.

²⁾ Vergl. Cornu, *Journ. de Botan.* 1887, pag. 188, Genti, *Revue des eaux et forêts* 1887, Roumeguère, *Revue mycol.* 1887, pag. 177.

³⁾ Vergl. Southworth, *Journ. of Mycology*, 1889, V., pag. 51, und Halsted, *Garden and Forest* 1890, pag. 295.

⁴⁾ *Selecta Fung. Carpol.* III, pag. 93.

wie die des vorigen, sollen aber mehr spindelförmig sein. Ob der Pilz spezifisch verschieden vom vorigen ist, möchte zweifelhaft sein.

Auf
Caryophyllaceen.

16. Auf Caryophyllaceen. *Marsonia Delastrii* Sacc. (*Gloeosporium Delastrii de Laer.*), auf braunen Blattflecken junger Pflanzen von *Agrostemma Githago*, *Lychnis dioica*, *chalcadonica* und *Silene inflata*. Sporen verlängert keulenförmig, an der Basis mit 1—3 Scheidewänden. Fuckel¹⁾ hält diesen Pilz für den Conidienzustand von *Pyrenopeziza Agrostemmatidis* Fuckel, deren Fruchtkbecher an den abgestorbenen unteren Blättern dieser Pflanze gefunden wurden.

Auf
Ranunculaceen.

17. Auf Ranunculaceen. *Gloeosporium Ficariae* Cooke, auf den Blättern von *Ficaria ranunculoides* in England.

Auf
Magnoliaceen.

18. Auf Magnoliaceen. a) *Gloeosporium Liriodendri* E. et E., auf Blättern von *Liriodendron tulipifera* in Nordamerika.

b) *Gloeosporium Magnoliae* Pass., auf Blättern von *Magnolia fuscata* in Italien.

c) *Gloeosporium Haynaldianum* Sacc. et Roum., auf Blättern von *Magnolia grandiflora* in den Ardennen.

Auf Berberideen.

19. Auf Berberideen. *Gloeosporium Berberidis* Cke., auf *Berberis asiatica* in Siew.

Auf Lauraceen.

20. Auf Lauraceen. *Gloeosporium nobile* Sacc., auf den Blättern von *Laurus nobilis*.

Auf Violaceen.

21. Auf Violaceen. *Marsonia Violae* Sacc. (*Gloeosporium Violae* Pass.), auf Blättern von *Viola biflora* in Italien.

Auf
Myricariaceen.

22. Auf Myricariaceen. *Marsonia Myricariae* Rostr., auf Blättern von *Myricaria germanica* in Norwegen.

Auf Cruciferen.

23. Auf Cruciferen. *Gloeosporium concentricum* Berk. et Br., auf Blättern von *Brassica*.

Auf
Capparidaceen.

24. Auf Capparidaceen. *Gloeosporium hians* Penz. et Sacc., auf Blütenknospen von *Capparis spinosa* in Italien.

Auf Gistaceen.

25. Auf Gistaceen. *Gloeosporium phacidiodoides* Speg., auf den Blättern von *Helianthemum vulgare* in Italien.

Auf Vitaceen.

Der schwarze
Brenner.

26. Auf Vitaceen. a) *Gloeosporium ampelophagum* Sacc. (*Phoma uvicola* Arcang., *Sphaeceloma ampelinum* de By.), der schwarze Brenner oder das Pech der Reben, oder die Anthracose. Bei dieser Krankheit des Weinstockes bilden sich auf allen grünen Teilen, Blättern, Blattstielen, Internodien und Ranken sowohl wie Beeren braune, etwas vertiefte, mit einem dunkleren, wulstigen Rande versehene Flecke, welche zuerst ganz klein sind und allmählich an Umfang zunehmen, wobei sie gewöhnlich im Umriß abgerundete Ausbuchtungen mit spitzen Winkeln dazwischen zeigen, wie ein Geschwür weiter fressend. Die braune Mitte ist vollständig abgestorben und geht durch die ganze Dicke des Blattes, so daß dieses endlich durchlöchert werden kann. Auf den Blättern treten die Flecke bisweilen in großer Anzahl auf; dann schrumpft das Blatt bald zusammen, bräunt sich und verdirbt. Erscheinen die Flecke an den jungen Trieben, so werden diese samt den daran sitzenden jungen Blättern schnell zerstört, schrumpfen und sehen schwarz, wie verbrannt aus. Schon härter gewordene Triebe widerstehen zwar länger, aber die Flecke fressen hier nicht nur im Umfange weiter, sondern das Gewebe wird auch bis an das Holz kariös, und dann

¹⁾ l. c., pag. 395.

sterben die Stengel endlich auch ab. Ebenso können die Beerenansätze durch die Krankheit zerstört werden.

Es kann zweifelhaft sein, ob den vielen Nachrichten, die in den letzten Jahrzehnten über die Rebenkrankheit obigen Namens veröffentlicht worden sind, überall dieselbe Krankheit und derselbe Pilz zu Grunde gelegen haben. Diejenige Krankheit aber, welche nach Meyen¹⁾ schon in den 30er Jahren überaus verderblich in den Gärten in der Nähe von Berlin auftrat, und die von diesem Forscher unter dem Namen „Schwindpocken“ umständlich behandelt worden ist, stimmt nach den beschriebenen Symptomen und nach den Angaben über den dabei gefundenen Pilz so sehr überein mit derjenigen Krankheit, welche neuerdings durch de Bary's²⁾ Untersuchungen bekannt geworden ist, daß sich kaum an der Identität zweifeln läßt. Gegenwärtig ist man beinahe in allen weinbauenden Ländern auf die Krankheit aufmerksam geworden.

Der Pilz, welcher diese Krankheit verursacht, ist von de Bary 1873 unter dem Namen *Sphaeceloma ampelinum* beschrieben worden. Seine Fäden verbreiten sich zuerst in der Außenwand der Epidermiszellen, treten dann an die Oberfläche und verflechten sich hier zu dichten Knäueln, auf denen Büschelchen kurzer, dicker Ästchen getrieben werden, die als Conidienträger auf ihrer Spitze kleine, 0,005—0,006 mm lange, ellipsoidische, farblose Sporen abgliedern. Durch Tau und Regen werden diese Sporen verbreitet. De Bary hat sie mit Wassertropfen auf gesunde grüne Reben Teile gebracht, wo sie keimten, ihre Keimschläuche eindringen und nach etwa acht Tagen an den befallenen Punkten wieder die charakteristischen geschwürartigen Flecke erzeugten. Cornu³⁾ hat die anatomischen Veränderungen, die der Pilz namentlich an den Stengeln hervorbringt, genauer untersucht. Hier wird der junge Kork befallen, und zwar dessen äußere Lage. Es bildet sich ein brauner, abgestorbener, eingesunkener Fleck, der später im Centrum weiß oder grau wird. Da das Gewebe abgestorben ist, so entsteht infolge des Dickenwachstums der benachbarten Teile eine Wunde. Die angrenzenden Zellen wachsen und teilen sich, und eine Korklage sucht die gebräunten und kariösen Stellen abzugrenzen. Die Markstrahlen strecken sich fächerförmig; das Holz verändert sich nur insofern, als das Cambium unregelmäßige Contour bekommt. An den Beeren erfolgt Vertrocknen der Epidermis und der darunter liegenden Schichten, die sich bräunen und schwärzen; auch unter ihnen bildet sich eine Korkschicht. Die Flecke entsprechen Tau- oder Regentropfen, welche kapillar zwischen den Beeren festgehalten werden und offenbar das Vehikel für die Sporen sind. Bereits de Bary hat in Begleitung seines *Sphaeceloma* in alten Flecken, besonders, wenn sie feucht gehalten werden, auch noch wirkliche Pykniden, die unter die Oberfläche eingesenkt sind, gefunden; die Zusammengehörigkeit mit dem Conidienpilze mußte er aber unentschieden lassen. Cornu⁴⁾ hat ebenfalls angegeben, daß der Pilz der Anthracose in seltenen Fällen auch in Pyknidenform (*Phoma*) fruktifiziert. Bald darauf hat R. Götthe⁵⁾ nicht nur

1) Pflanzenpathologie, pag. 204, wo auch die ältere Literatur zu finden.

2) Bot. Zeitg. 1874, pag. 451.

3) Soc. bot. de France, 26. Juli 1878.

4) Compt. rend. 1877, pag. 208.

5) Mitteilungen über den schwarzen Brenner etc. Berlin und Leipzig 1878.

die de Bary'schen Beobachtungen bestätigt, sondern auch die Pykniden aufgefunden, welche sich im Winter an dem erkrankten Holze zu bilden pflegen. Manche Pocken bekommen nämlich rundliche Erhebungen, die aus vergrößerten Zellen bestehen und im Innern kleine, rundliche Behälter bilden, in denen die dem Sphaeceloma ähnlichen ovalen Sporen abgeschnürt werden. Letztere sind im Frühling keimfähig, und es konnte durch sie auf grünen Theilen der Brenner wieder erzeugt werden. Es sind also dies die Wintersporen des Brenners. Man darf daher wohl annehmen, daß diese Fructifikation die vollkommene Pyknidenfrucht darstellt, und daß die zuerst als Sphaeceloma bezeichneten Conidienbildungen nur unvollkommene Pyknidenfrüchte desselben Pilzes sind.

Frage der Identität mit andern Pilzen.

In Nordamerika kennt man seit längerer Zeit unter dem Namen Black Root (schwarze Fäule) eine Rebenkrankheit, die de Bary für identisch mit der europäischen hielt, was jedoch nach Prillieux¹⁾ und andern nicht der Fall ist (vergl. die unten unter Phoma genannten Parasiten des Weinstocks). Wahrscheinlich gehört aber hierher die in Italien beobachtete Krankheit der Reben und Weinbeeren, die man dort „Nebel“ (nebbia), „Blattern“ (vajolo), „Pusteln“ (pustola) oder „Blasen“ (bolla) genannt hat. Nach den Exemplaren, welche unter Nr. 2266 der Rabenhorst'schen Fungi europaei mit dem jedenfalls wenig passenden Namen Ramularia ampelophaga Passer.²⁾ verteilt worden sind, zeigen die Blattflecken die größte Ähnlichkeit mit denen des schwarzen Brenners. Auf der Mitte derselben befindet sich ein weißlicher, mehligter Überzug, der von sehr feinen, aus dem Innern des schnell verderbenden Gewebes hervorkommenden, dicht verwebten Pilzhypphen gebildet wird, auf denen unmittelbar kleine, ellipsoide Sporen abgeschnürt zu werden scheinen; mehr kann ich an dem trocknen Material nicht erkennen. Der Pilz erinnert daher sehr an den von de Bary beobachteten. Die Wirkung des Schmarögers ist eine äußerst heftige: die kranke Stelle schwindet rasch zusammen, zerbröckelt und durchlöchert das Blatt. Arcangeli³⁾ sieht in der von ihm bei Pisa beobachteten Krankheit die wirkliche Anthracose, nennt aber den Pilz Phoma uvicola Arcang. Hierauf hat Saccardo⁴⁾ die beiden eben genannten Pilznamen als mykologisch unrichtig verworfen und glaubt den Schmaröger Gloeosporium ampelophagum Sacc. nennen zu müssen. Auch Thümen⁵⁾ hielt den Saccardo'schen Pilz für identisch mit de Bary's Sphaeceloma. Ob der junge Pilz, welcher in England in den Treibhäusern auf halbreifen Weinbeeren rotbraune Flecke bildet, die zuletzt die ganze Beere einnehmen, und welchen Berkeley Ascochyta rufo-maculans, Thümen⁶⁾ Gloeosporium rufo-maculans genannt hat, wirklich ein Gloeosporium und etwa mit dem in Rede stehenden identisch ist, konnte ich nicht entscheiden.

¹⁾ L'antracose de la vigne etc. Bull. de la soc. de France, 14. Nov. 1879.

²⁾ La Nebbia del Moscatello etc. Parma 1876.

³⁾ Nuova giornale botan. Italiano, 1877, pag. 74.

⁴⁾ Rivista de Viticolt. ed Enologia ital. 1877, pag. 494. Citirt in Just, Bot. Jahresber. für 1877, pag. 153.

⁵⁾ Die Pilze des Weinstocks. Wien 1878, pag. 9 und 18. — Fungi pomicoli. Wien 1879, pag. 63 und 124.

⁶⁾ Fungi pomicoli. pag. 61.

Der Brenner dürfte vielfach durch Einführung von Reben mit schon ^{gegenmäßig} erkranktem Holze in die Weinberge gelangen. Die Bekämpfungsmittel bestehen in dem Zurückschneiden und Verbrennen des kranken Holzes im Herbst und in dem Abschneiden und Verbrennen der befallenen jungen Triebe im Frühling. Besprühungen der Weinstöcke mit Kupfervitriol-Kalkbrühe ist auch gegen diese Krankheit empfohlen worden. Die Abreibung der Ruten im Februar und März mit 5 prozentiger Eisenvitriollösung soll das Auftreten der Krankheit einschränken.

b) *Gloeosporium crassipes* Speg., in Oberitalien auf den Beeren des Weinstocks, große, über die ganze Beere sich verbreitende Flecke von graubrauner Farbe mit schwärzlichem Rande bildend. Die Pykniden unter der Epidermis, fast kegelförmig hervorbrechend, enthalten sehr dicke Tragzellen, auf denen 0,02—0,03 lange, elliptische oder nierenförmige Conidien abgeknüpft werden. Andre Wein-
Gloeosporium-
Arten.

c) *Gloeosporium Physalosporae* Cav., in Italien auf trocknen Flecken der Weinbeeren in Gemeinschaft mit *Physalospora Baccac*, zu welcher der Pilz vielleicht als Conidienform gehört; die Sporen sind cylindrisch oder spindelförmig, 0,014—0,020 mm lang.

d) *Gloeosporium pestiferum* C. et M., auf den Trieben, Blattstielen, Blütenstielen und Beeren von *Vitis vinifera* in Australien, sehr schädlich¹⁾. Von *Sphaceloma ampelinum* durch die größeren, 0,014 bis 0,015 mm langen Sporen unterschieden.

e) *Septogloeum Ampelopsidis* Sacc. (*Gloeosporium Ampelopsidis* Ell. et Ev.), auf Blättern von *Ampelopsis quinquefolia* in Amerika.

27. Auf Aceraceen. a) *Gloeosporium acerinum* West., auf Auf Aceraceen. Blättern von *Acer Pseudoplatanus* und *platanoides*.

b) *Gloeosporium Aceris* Cooke, auf Blättern von *Acer rubrum* in Amerika.

c) *Septogloeum acerinum* Sacc. (*Gloeosporium acerinum* Pass.), auf Blättern von *Acer campestre* in Italien.

d) *Gloeosporium Saccharini* Ell. et Ev., auf Blättern von *Acer saccharinum* in Amerika.

e) *Gloeosporium campestre* Pass., auf Blättern von *Acer campestre* in Italien.

f) *Marsonia truncatula* Sacc., auf Blättern von *Acer campestre* und *Negundo*.

28. Auf Anacardiaceen. *Gloeosporium Toxicodendri* E. et M., auf *Rhus Toxicodendron* in Amerika. Auf
Anacardiaceen.

29. Auf Geraniaceen. *Gloeosporium Pelargonii* Cooke et Mass., auf Geraniaceen. auf den Blättern kultivierter Pelargonien in England.

30. Auf Buraceen. *Gloeosporium pachybasium* Sacc., auf Auf Buraceen. Blättern von *Buxus sempervirens* in Frankreich und Italien.

31. Auf Celastraceen. a) *Marsonia Thomasiana* Sacc., auf Auf Celastraceen. Blättern von *Evonymus latifolius*.

b) *Septogloeum carthusianum* Sacc., auf Blättern von *Evonymus europaeus* in Italien.

32. Auf Hypericaceen. *Gloeosporium eladosporioides* Ellis. et Halsted, auf Blättern und Stengeln von *Hypericum mutilum* in Nordamerika.

¹⁾ Vergl. Garden. Chronicle, 17. Jan. 1891.

Auf Aurantiaceen.

33. Auf Aurantiaceen. a) *Gloeosporium Aurantiorum* West., auf großen, unregelmäßigen Blattflecken von *Citrus Aurantium* in Belgien. Sporen 0,003 mm lang.

b) *Gloeosporium intermedium* Sacc., auf Blättern von *Citrus Aurantium* in Frankreich und Italien häufig; Sporen 0,014—0,018 mm lang.

c) *Gloeosporium Hendersonii* B. et Br., auf Blättern von *Citrus Aurantium* in Gewächshäusern in England; Sporen 0,012—0,015 mm lang.

d) *Gloeosporium Hesperidearum* Catt., auf großen Blattflecken der *Citrus*-Arten in Italien; Sporen 0,014—0,018 mm lang.

e) *Gloeosporium depressum* Penz., ebendasselbst, Sporen 0,007 bis 0,0085 mm lang.

f) *Gloeosporium Spegazini* Sacc., *citricolum* Cooke et Mass., und *hysterioides* Ell. et Ev., auf den Blättern von *Citrus*-Arten.

Auf Tiliaceen.

34. Auf Tiliaceen. *Gloeosporium Tiliae* Oud., auf Blättern von Tila-Arten.

Auf Ribesiaceen.

35. Auf Ribesiaceen. a) *Gloeosporium Ribis* Mont. et Desm., auf kranken Blattflecken der Stachel- und Johannisbeeren, Pykniden an der oberen Blattseite; Conidien 0,010 mm lang, länglich, gekrümmt.

b) *Gloeosporium curvatum* Oudem., auf Blattflecken von *Ribes nigrum*: Pykniden an der unteren Blattseite, Conidien länglich, sichelförmig gekrümmt, 0,014—0,020 mm lang.

c) *Gloeosporium tubercularioides* Sacc., auf Blättern von *Ribes aureum*, ohne Flecke zu erzeugen. Sporen 0,012—0,015 mm lang.

Auf Cactaceen.

36. Auf Cactaceen. *Gloeosporium Cerei* Pass., und *Gloeosporium amoenum* Sacc., auf *Cereus* in Italien.

Auf Araliaceen.

37. Auf Araliaceen. a) *Gloeosporium Helicis* Oudem., auf den Blattflecken von *Hedera Helix*, Sporen 0,022 mm lang.

b) *Gloeosporium paradoxum* Fuckel, auf den Blättern von *Hedera Helix*, ohne Flecke zu bilden, Sporen 0,012—0,015 mm lang. Als Ascosporenfrucht wird der Discomycet *Trochila Craterium* angesehen.

Auf Onagraceen.

38. Auf Onagraceen. a) *Gloeosporium Epilobii* Pass., auf Blättern von *Epilobium angustifolium* in Frankreich.

b) *Marsonia Chamaenerii* Rostr., auf Blättern von *Epilobium angustifolium* in Grönland.

Auf Thymeläaceen.

39. Auf Thymeläaceen. a) *Marsonia Daphnes* (*Gloeosporium Daphnes* Oud.), auf Blättern von *Daphne Mezereum* in Frankreich und Holland.

b) *Marsonia andurnensis* Sacc., auf den Stengeln von *Passerina annua* in Italien.

Auf Rosaceen.

40. Auf Rosaceen. a) *Gloeosporium Potentillae* Ouds., auf *Potentilla anserina* und *Fragaria* in Amerika.

b) *Marsonia Potentillae* Fisch. (*Septoria Potentillarum* Fuckel), auf den Blättern von *Potentilla*-Arten.

c) *Gloeosporium Fragariae* Mont., auf dunkelroten in der Mitte schwärzlichen Blattflecken der Erdbeeren, Sporen cylindrisch.

d) *Gloeosporium Sanguisorbae* Fuckel, auf braunen Flecken der Blätter von *Sanguisorba officinalis*, Pykniden unterseits, Sporen länglich

e) *Gloeosporium venetum* Speg. (*Gloeosporium necator* Ellis. et Ev.), ist nach Scribner¹⁾ die Ursache der Himbeer-Anthracoze, eine Krankheit, welche in Nordamerika unter Himbeeren und Brombeeren verbreitet ist. Sie erscheint auf den Stengeln als kleine, purpurrote, später in der Mitte weißgraue, rotgesäumte Flecke, die immer mehr zusammenfließen und schließlich den ganzen Stengelumfang einnehmen, worauf die Stengel erkranken, kleine Blätter zeigen, und ihre Früchte nicht oder unvollkommen reifen. Auch auf Blattstielen und Rippen erscheinen kleine Flecke, wobei das Blatt sich einwärts rollt. Die Blattflecke trocknen oft bald zusammen und fallen aus, so daß das Blatt durchlöchert erscheint. Die Mycelfäden wachsen zwischen den Zellen, in den Stengeln auf Rinde und Cambium beschränkt. Die Pykniden entleeren die sehr kleinen, farblosen, ovalen oder länglichen Conidien in Schleim eingebettet. Dieselben keimen leicht; ihr Eindringen in die Pflanze ist aber noch nicht beobachtet worden; ebensowenig die Überwinterung des Pilzes.

41. Auf Pomaceen. a) *Gloeosporium Cydoniae* Mont., auf Auf Pomaceen. braunen Blattflecken von *Cydonia vulgaris*, Pykniden zahlreich, sehr klein, schwärzlich, mit weißlichen, ausgestoßenen Sporenmassen, Sporen cylindrisch, gerade.

b) *Gloeosporium minutulum* Br. et Ev., an den Blattrippen von *Mespilus* und *Cydonia* in Italien.

c) *Gloeosporium fructigenum* Berk., auf unreifen Äpfeln ebenfalls von Berkeley²⁾ in England, später auch in Nordamerika beobachtet, die Bitterfäule der Äpfel veranlassend. An der noch am Baume hängenden Frucht bilden sich einzelne, runde, braune Flecke, welche sich mit kleinen, schwarzen, erhabenen Pünktchen bedecken. Letzteres sind die Pykniden, in welchen unregelmäßig cylindrische, 0,02—0,03 mm lange Sporen gebildet werden. Nach den in Amerika gemachten Beobachtungen³⁾ keimen die Sporen leicht, infizieren aber nur solche Äpfel, welche an ihrer Schale vorher verlegt worden sind.

d) *Gloeosporium versicolor* Berk. et Curt., auf Äpfeln in Nordamerika, soll von vorigem verschieden sein⁴⁾, da die Sporen keulenförmig, 0,01 mm lang sind.

42. Auf Amygdalaceen. a) *Gloeosporium laeticolor* Berk. Auf den Pfirsichen und Aprikosen finden sich nach Berkeley⁵⁾ in England, Auf Amygdalaceen. nach Klein⁶⁾ auch in Baden oft kreisrunde, eingedrückte, mißfarbige Flecke, die von einem helleren, breiten Rande umgeben, in der Mitte weißlich ausgebleicht sind. Auf ihnen befinden sich zahlreiche winzige, lachsfarbene Pusteln, welche die die Epidermis durchbrechenden Pykniden darstellen. Die Sporen sind länglich-spindelförmig, 0,016—0,017 mm lang.

¹⁾ Report of the chief of the section of veget. pathol. for the year 1887. Departem. of agricult. Washington 1888, pag. 357.

²⁾ Gardener's Chronicle 1856, pag. 245.

³⁾ Report of the chief of the section of veget. pathol. Departem. agric. for the year 1887. Washington 1888, pag. 348.

⁴⁾ Grevillea III., pag. 13.

⁵⁾ Gardener's Chronicle 1859, pag. 604.

⁶⁾ Jahressber. d. Sonderausf. f. Pflanzenschutz im Jahrb. d. deutsch. Landw.-Gesellsch. 1893, pag. 430.

b) *Gloeosporium prunicolum* E. et E., auf Blättern von *Prunus virginiana* in Amerika.

c) *Gloeosporium ovalisporum* E. et E., auf Blättern von *Prunus serotina* in Amerika.

Auf Leguminosen.

43. Auf Leguminosen. a) *Gloeosporium Cytisi* B. et Br., auf Blättern von *Cytisus Laburnum* in England.

b) *Gloeosporium Trifolii* Peck., auf *Trifolium pratense* in Amerika.

c) *Gloeosporium Meliloti* Trel., auf *Melilotus alba* in Amerika.

d) *Marsonia Meliloti* Trel., auf Stengeln von *Melilotus alba* in Amerika.

e) *Gloeosporium Morianum* Sacc., auf franken, ockergelben Flecken der Blätter der Luzerne in Oberitalien; die punktförmigen, bräunlichen Pylkniden befinden sich an der oberen, seltener an der unteren Blattseite; die Sporen sind länglich cylindrisch, gerade, farblos, 0,006—0,007 mm lang.

f) *Gloeosporium Medicaginis* E. et E., auf den Blättern von *Medicago sativa* in Nordamerika.

Fleckenkrankheit
der Bohnenhülsen.

g) *Gloeosporium Lindemuthianum* Sacc., die Fleckenkrankheit der Bohnenhülsen. An den noch grünen, unreifen Hülsen von *Phaseolus vulgaris* (Busch- und Stangenbohnen) treten nicht selten braune, eingesenkte, von einem etwas wulstigen Rande umgebene Flecke auf, die bis über 1 cm im Durchmesser erreichen können und oft in großer Anzahl auf einer Frucht auftreten (Fig. 70). Die letztere wird dadurch oft schon frühzeitig verdorben, kann aber auch bis zur Bildung reifer Samen sich entwickeln, wenn die Flecke erst in späterer Zeit auf den schon fast reifen Hülsen auftreten. Die Krankheit kam in der neueren Zeit bei uns nicht selten vor und ist in manchen Jahren so stark gewesen, daß fast keine gesunde Bohne geerntet wurde. Der Parasit, welcher diese Krankheit verursacht, ist von mir genauer untersucht worden¹⁾. Seine farblosen oder bräunlichen, gegliederten Mycelfäden durchbohren die Zellwände und füllen die Zellen aus, wodurch das Gewebe zerstört wird. Noch vor völliger Zerstörung des letzteren bildet das Mycelium die als kleine, dunkle Pünktchen auf den tranken Flecken erscheinenden Pylkniden zwischen der Epidermis und der Cuticula. Ein flaches Lager zahlreicher kurzer Tragzellen, welches auf der Epidermis sitzt, wird nur von der Cuticula überdeckt (Fig. 71). Die länglich cylindrischen, einzelligen, geraden oder etwas gekrümmten, farblosen, 0,015—0,019 mm langen Conidien werden in einem hellgrauen Schleimhäutchen durch die aufreißende Cuticula entleert. Die Conidien konnte ich bei Aussaat in Wasser in 24 Stunden zur Keimung bringen. Auf lebloser Unterlage treiben sie einen gewöhnlichen langen Keimschlauch, an welchem sich wieder sekundäre Conidien von typischer Form bilden können. Auf eine Bohnenhülse ausgesät treibt dagegen die keimende Conidie sogleich eine Ausjaftung, welche sich als abgeflachte Anschwellung fest auf die Oberhaut der Frucht aufdrückt und eine verdickte, violettgefärbte Membran bekommt. Dieses Organ funktioniert als Appressorium (Anheftungsapparat); denn es treibt aus seiner Unterseite einen feinen, farblosen

¹⁾ Über einige neue und weniger bekannte Pflanzenkrankheiten. Landwirtsch. Jahrbücher 1883, pag. 511 und Ver. d. deutsch. bot. Ges. 1. 1883, pag. 31.

Fortsatz, welcher die Außenwand der Epidermiszelle durchbohrt und dann in Form eines erweiterten, darmartig gewundenen Fadens den Innenraum der Epidermiszelle ausfüllt, um von hier aus als Mycelium in die benachbarten Zellen weiter zu dringen. Diese Infektion geschieht in ziemlich kurzer Zeit. Meine Infektionsversuche, bei denen auf gesunde Bohnenhülsen Tröpfchen sporenhaltigen Wassers an bestimmten Punkten aufgepinselt wurden, schlugen alle prompt an, indem genau an den Infektionspunkten bereits fünf Tage nach der Aussaat die charakteristischen frankten verpilzten Flecke sich gebildet hatten. Ansäaten auf Gurken und andre Pflanzen blieben erfolglos, woraus erhellt, daß der Pilz ein für die Bohnenpflanze spezifischer Parasit ist. Ich habe auch nachweisen können, daß der Pilz durch den Samen übertragen wird. Die verpilzten Flecke gehen nämlich durch die ganze Fruchtwand hindurch und das Mycelium gelangt so auch auf den darunter liegenden Samen, in dessen Schale und Cotyledonen er ebenfalls eindringt. Geschieht dies zu einer Zeit, wo der Samen nahezu reif ist, so bildet sich derselbe trotz der verpilzten Stelle, die er bekommen hat und die äußerlich am Samen durch braune oder schwärzliche Färbung der Schale sich verrät, doch im übrigen normal aus und ist keimfähig. Aber solche Keimpflanzen haben eben schon erblich von der Mutterpflanze her den Parasiten in sich; die Cotyledonen zeigen bei der Keimung ihren verpilzten frankten Fleck, auf welchem dann auch bald die Pflüiden des Pilzes wieder gebildet werden. Von diesen aus geschieht dann weitere Infektion der größer werdenden Pflanze; dieselbe zeigt nach und nach am Stengel und am Blattstiele und zuletzt auch auf den jungen Hülsen durch den Pilz hervorgerufene braune Flecke. Besonders die dem Erdboden genäherten Früchte, werden leicht befallen.

Als Gegenmittel käme zunächst in Betracht, pilzfreie Samen zu verwenden. Etwaige verpilzte Stellen sind durch ihre braune oder schwärzliche Farbe der Samenschale allerdings nur an den weißsamigen Sorten leicht zu erkennen; denn an den schwarzen und bunten Samen gelingt dies nur schwierig. Da Feuchtigkeit und Nässe des Bodens die Verbreitung des Pilzes sehr befördern, so ist auf möglichst freie, luftige Anlage der Kulturen Bedacht zu nehmen und dafür zu sorgen, daß die Hülsen nicht zu nahe

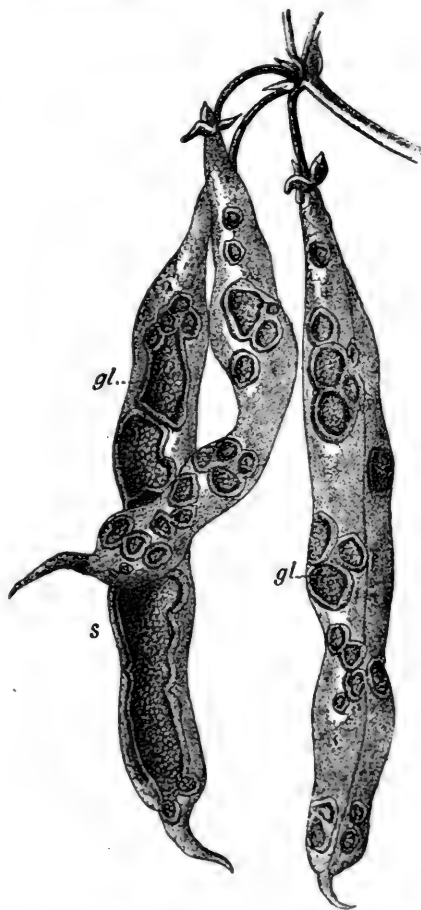


Fig. 70.

Gloeosporium Lindemuthianum.

Mehrere Hülsen von Phaseolus mit frankten Flecken, auf denen die punktförmigen Conidienlager sichtbar sind.

Verührung mit dem Erdboden kommen. Buschbohnen sind darum der Krankheit auch mehr ausgesetzt als Laufbohnen. Besprühen mit Kupfer-vitriol-Kaltbrühe ist auch hier empfohlen worden.

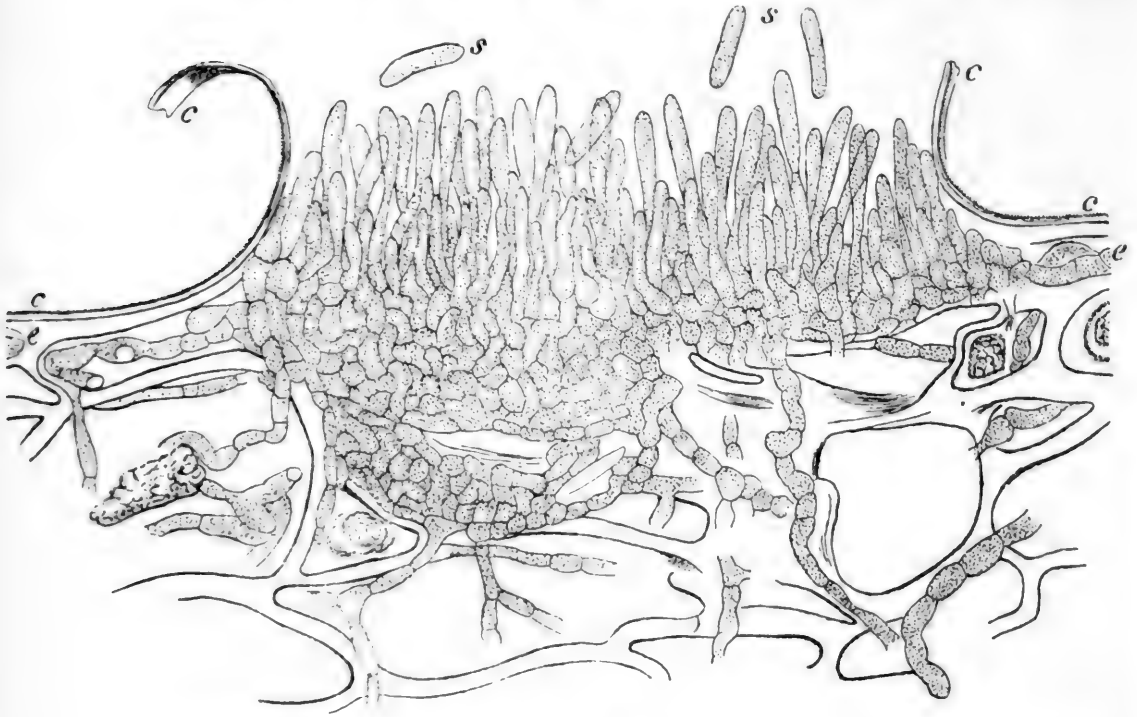


Fig. 71.

Gloeosporium Lindemuthianum. Durchschnit durch ein Conidienlager, welches in der Epidermis *ee* sich entwickelt und die Cuticula *cc* durchbrochen hat. In den darunterliegenden Zellen der Fruchtschale wachsen die Myceliumfäden; bei *s* Sporen. 260fach vergrößert.

h) *Septosporium curvatum* Rabenh. Unter diesem Namen ist von A. Braun¹⁾ einen Pilz beschrieben worden, welcher zu *Gloeosporium* zu stellen sein dürfte. Er befällt die Blätter der Robinien, welche dadurch mitten im Sommer anfangs gelbliche, bald hellbraun werdende Flecke von unregelmäßiger Form bekommen, die oft den größten Teil eines Blättchens einnehmen. Die Folge ist ein baldiges Ablösen der Blättchen von den am Baume bleibenden Blattstielen, und Abfallen derselben. An der Unterseite der braunen Flecke treten auf der Mitte derselben zahlreiche zerstreut stehende, sehr kleine Höckerchen auf, die anfangs von der Epidermis bedeckt sind, später sich öffnen und ein kleines, weißes Häufchen von Sporen hervortreten lassen. Es sind sehr kleine, in der Blattmasse sitzende Pykniden, in welchen die cylindrischen, meist geraden, oft mit einer oder zwei Querwänden versehenen, farblosen Sporen gebildet werden. Möglicherweise könnte dieser Pilz mit *Gloeosporium revolutum* Ell. et Ev., der in Nordamerika auf Blättern von Robinia gefunden wurde, identisch sein.

¹⁾ Über einige neue oder weniger bekannte Pflanzenkrankheiten. Berlin 1854. Vergl. auch Thümen, Blattfleckenkrankheit der Robinien. Refer. in der Hamburger Gartenzeitung 1887, pag. 424.

44. Auf Ericaceen. a) *Gloeosporium truncatum* Sacc., auf Auf Ericaceen. Blättern von *Vaccinium Vitis idaea*.

b) *Gloeosporium alpinum* Sacc., auf Blättern von *Arctostaphylos alpinus* in Tyrol.

45. Auf Oleaceen. a) *Gloeosporium fraxineum* Peck., *Gloeosporium aridum* Ell. et Ev., *Gloeosporium punctiforme* Ell. et Ev., *Gloeosporium irregulare* Peck., *Gloeosporium decipiens* E. et E., alle auf *Fraxinus americana* in Amerika. Auf Oleaceen.

b) *Gloeosporium Fraxini* Hark., auf *Fraxinus Oregana* in Amerika.

c) *Gloeosporium Orni* Sacc., auf Blättern von *Fraxinus Ornus* in Italien.

46. Auf Scrophulariaceen. a) *Gloeosporium Rhinanthi* Karst. et Har., an den Stengeln von *Rhinanthus hirsutus* in Frankreich. Auf Scrophulariaceen.

b) *Marsonia Melampyri* Trail., auf Blättern von *Melampyrum arvense* in Schottland.

c) *Gloeosporium Veronicarum* Ces., auf den Blättern von *Veronica officinalis* und *hederaefolia*.

d) *Gloeosporium pruinosa* Bäuml., auf *Veronica officinalis* in Ungarn.

e) *Gloeosporium arvense* Sacc. et Penz., auf Blättern von *Veronica hederifolia* in der Schweiz.

f) *Gloeosporium Mougeotii* Desm., auf *Bartsia alpina*.

47. Auf Solanaceen. *Gloeosporium phomoides* Sacc., auf Auf Solanaceen. Tomaten in Amerika.

48. Auf Caprifoliaceen. *Gloeosporium tineum* Sacc., auf Auf Blättern von *Viburnum Tinus* in Italien. Caprifoliaceen.

49. Auf Campanulaceen. *Marsonia Campanulae* Bresad. et Allesch., auf Blättern von *Campanula latifolia*. Auf Campanulaceen.

50. Auf Cucurbitaceen. *Gloeosporium lagenarium* Sacc. (Fusarium lagenarium Pass.). Auf Cucurbitaceen. In England, Frankreich und Amerika hat eine durch diesen Pilz verursachte Krankheit der Gurken und Melonen in den Treibhäusern große Verheerungen angerichtet¹⁾. Die Früchte bekommen kreisrunde, eingesunkene, braune Flecke, in denen der Pilz lebt und ein Sporenlager bildet, dessen Sporen als schleimige Kugeln oder Ranken von hellachsroter Farbe an der Oberfläche erscheinen. Derselbe Pilz lebt auch in den Blättern und bringt hier braune Flecke hervor. Die Krankheit erscheint plötzlich und befällt alle Pflanzen. Die Gärtner geben an, daß man sie nur beseitigen könne durch Reinigen und Ausschweifen der Treibhäuser und Bestellen mit neuen Pflanzen. Auf Kürbissen kommt ein ähnlicher Pilz, *Gloeosporium orbiculare* Berk., vor, welcher nach Berkeley kleinere Sporen haben soll.

51. Auf Compositen. *Gloeosporium Kalchbrenneri* Rabenh., auf Compositen. auf *Inula ensifolia* in Ungarn.

II. Actinonema Fr.

Diese Gattung schließt sich im Bau den Pykniden an die vorige Actinonema. innig an, ist aber ausgezeichnet durch das scheinbar auf der Oberfläche

(1 Gardener's Chronicle 1876. II, pag. 175, 269, 303, 386, 400, 495.

des Blattes sich ausbreitende Mycelium, welches strahlig nach außen laufende, dendritisch sich verzweigende, dunkle Fäden darstellt (Fig. 72 A). Dasselbe wächst aber zwischen der Epidermis und der Cuticula, ist daher nur scheinbar oberflächlich; es besteht aus ziemlich starken Fäden, die genau in einer einfachen Schicht, einer dicht am andern liegen, alle regelmäßig in radialer Richtung laufend und dabei dichotom sich verzweigend. Von diesem subcuticularen Mycelium gehen aber zahlreiche Fäden in die Epidermiszellen und zwischen die Mesophyllzellen des Blattes. In zahlreichen Punkten entstehen auf dieser subcuticularen

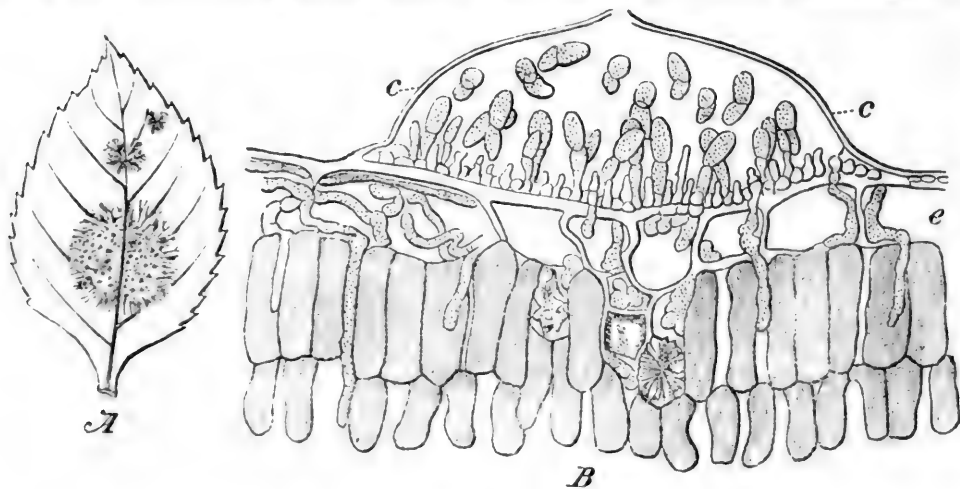


Fig. 72.

Actinonema Rosae. A Ein Rosenblättchen mit mehreren Pilzflecken mit punktförmigen Pykniden. B Durchschnitt durch eine Pyknide, welche unter der Cuticula *cc* sich gebildet hat; *e* Epidermiszelle, in welchem Myceliumsfäden, ebenso wie in dem darunter liegenden Mesophyll wachsen. 350 fach vergrößert.

faserichicht die kleinen, punktförmigen Pykniden. Eine solche Frucht wird dadurch gebildet, daß von jenen Mycelfäden viele sehr kurze Ästchen sich abzweigen, durch welche die Cuticula gehoben wird, ohne gesprengt zu werden; sie bietet dann Raum zur Anlage der sehr flachen Pyknide (Fig. 72 B). Diese Ästchen stellen die Tragzellen dar, welche an ihrer Spitze je eine ei- oder keulenförmige, zweizellige, farblose Conidie ab-schnüren. Wenn dies geschieht, wird die Cuticula durch den Druck, den die sich häufenden Sporen ausüben, über diesem Lager unregelmäßig durchrissen, worauf die Sporen frei werden. Die Cuticula stellt hier die alleinige Bedeckung des Sporenlagers dar, eine Pilzzellschicht beteiligt sich daran nicht (Fig. 72 Bc).

Das Rosen-
Asteroma

1. *Actinonema Rosae* Fr. (*Asteroma radiosum* Fr.) Das Rosen-Asteroma. Auf der Oberseite der Blätter der Rosen entstehen franke Flecke von bräunlichgrauer Farbe und ungefähr kreisrundem Umriß, deren Rand ringsum in strahlig faserige Linien ausläuft, welche von den centri-

fugal weiter wachsenden, dendritisch sich verzweigenden Mycelfäden herrühren. Wegen des peripherischen Wachstums des Pilzes trifft man die Flecke je nach ihrem Alter von kaum 1 mm großem Durchmesser bis zu solchen, die fast die Breite des ganzen Blattes einnehmen. Zerstreut auf den größeren Flecken bemerkt man die mit unbewaffnetem Auge als kleine, dunkle Pünktchen erscheinenden Pykniden (Fig. 72 A). Die Conidien sind 0,015 bis 0,018 mm lang, ei- oder keulenförmig, an der etwas eingeschnürten Mitte durch eine Scheidewand zweizellig, farblos (Fig. 72 B). Die Wirkung des Pilzes auf das von ihm bewohnte Blattgewebe besteht oft in einer Rötung der Zellsäfte, worauf aber bald Absterben der Zellen unter Gelb- oder Braunfärbung des desorganisierten Zellinhaltes und der Zellhäute eintritt. Die Folge ist das vorzeitige Abfallen der Blättchen. Die Krankheit ist besonders seit dem Ausgang der siebziger Jahre in manchen deutschen Rosenzüchtereien sehr verderblich aufgetreten, indem große Rosenpflanzungen dadurch vernichtet worden sind. In Schweden ist der Pilz von Eriksson¹⁾ beobachtet worden. Die Entwicklung des Pilzes und der von ihm verursachten Krankheit ist durch meine Untersuchungen²⁾ genauer bekannt geworden. Die aus den Pykniden entleerten Sporen keimen auf Wassertropfen in 24 Stunden. Infektionsversuche, bei denen ich Sporen auf gesunde Rosenblätter brachte, zeigten mir nach zehn Tagen neue kranke Flecke mit dem charakteristischen Pilze, wobei das Eindringen der Keimschläuche durch die Cuticula und die Entwicklung des subcutikularen Myceliums verfolgt werden konnte. Die Verbreitung des Pilzes geschieht also durch die reichlich auf den kranken Rosenblättern gebildeten Conidien. Schon das junge, noch weiche Blatt kann von dem Pilze befallen werden; aber auch während der ganzen Lebensdauer bleibt dasselbe infizierbar, und selbst auf ganz alten Blättern kann der Pilz sich noch ansiedeln, hier sogar auf schon absterbenden Partien, welche aus anderer Ursache oder wegen Alters des Blattes aufzutreten beginnen. Die Verbreitung der Sporen von Pflanze zu Pflanze kann durch den Regen und durch das Besprühen der Pflanze geschehen. Auch am Holze und an den Knospen können Sporen haften, woraus sich erklärt, warum eine Pflanze, die einmal den Pilz hatte, die Krankheit später wiederbekommt und warum die Krankheit auch durch die Augen infizierter Pflanzen auf die damit veredelten Rosen übertragen wird. Auch auf dem abgefallenen Laub setzt der Pilz seine Entwicklung und selbst die Bildung neuer Pykniden fort und kann in diesem Zustande überwintern und von dort aus im Frühlinge keimfähige Sporen auf die Rosenpflanzen gelangen lassen. Die Gegenmaßregeln gegen das Rosen-Asteroma bestehen also vorzüglich in sorgfältiger Entfernung und Verbrennung des kranken abgefallenen Laubes im Herbst. Die erkrankten Rosenstöcke sind womöglich zu cassieren und durch gesunde zu ersetzen. Einführung von Pflanzen aus infizierten Rosenzüchtereien ist zu vermeiden. Die Witterungsverhältnisse sind insofern von Einfluß, als feuchtes Wetter die Verbreitung des Pilzes wesentlich begünstigt. Am meisten haben sich der Krankheit ausgesetzt erwiesen Remontantrosen, wie überhaupt alle Varietäten mit rauher Oberfläche und starker Behaarung und Stacheln; am widerstandsfähigsten waren Thee- und Bourbonrosen, die jedoch in stark infizierten Gärtnereien auch erkrankten.

1) Bidrag till Kännedom om vara odlade växters sjukdomar I. 1885.

2) Über das Rosen-Asteroma. Rosen-Jahrbuch I. 1883, pag. 196.

2. *Actinonema Padi Fr.* (*Asteroma Padi DC.*), bewirkt an *Prunus Padus* eine vollständige Zerstörung der Blätter. Von irgend einem Punkte der Oberseite des noch grünen Blattes aus verbreitet sich der faserige, strahlig gelappte, graue oder bräunliche, der Blattmasse fest anhaftende, weil in der Cuticula eingewachsene Pilz ringsum. In der Mitte der befallenen Stelle wird die Blattmasse braun, trocken, schrumpft und zerbröckelt, und der Pilz hört nicht eher auf zu wachsen, bis er das ganze Blatt eingenommen und zerstört hat. An zahlreichen Punkten entstehen auf diesem Mycelium die kleinen, punktförmigen, denen des vorigen Pilzes ganz ähnlichen Pykniden.

3. *Actinonema Crataegi Pers.*, auf der oberen Blattseite von *Crataegus torminalis*.

4. *Actinonema Ulmi Allesch.*, auf Blättern von *Ulmus campestris*.

5. *Actinonema Tiliae Allesch.*, auf Blättern von *Tilia*.

6. *Actinonema Podagrariae Allesch.*, auf Blättern von *Aegopodium Podagraria*.

7. *Actinonema Pirolae Allesch.*, auf Blättern von *Pirola secunda*.

8. *Actinonema Fraxini Allesch.*, auf Blättern von *Fraxinus excelsior*.

9. *Actinonema Lonicerae alpigenae Allesch.*, auf Blättern von *Lonicera alpigena*.

III. *Phyllosticta Pers.*

Phyllosticta.

Diese Gattung können wir durch folgende Merkmale charakterisieren. Die Pykniden sind hier vollständige Säckchen, d. h. auch nach außen von einer dünnhäutigen, aus bräunlichen Pilzzellen bestehenden Hülle umgeben, die am Scheitel durch einen runden Porus geöffnet ist. Sie sitzen ebenfalls unter der Cuticula oder unter der Epidermis und sind von ungefähr kugliger oder mehr linsenförmig oder halbkugelig abgeflachter Form. Sie erzeugen kleine, einzellige und meist farblose, vorwiegend eiförmige oder oblonge Conidien. Das Hauptcharakteristikum dieser Pilze ist ihr Auftreten auf kleinen, meist kreisförmig umschriebenen frankten Flecken auf Blättern; es sind also echte Blattfleckkrankheiten erzeugende Pilze. Ihre Zahl ist eine außerordentlich große; wir geben sie hauptsächlich nach der Aufzählung von Saccardo¹⁾.

Auf Cycadeen.

1. Auf Cycadeen. *Phyllosticta cycadina Pass.*, auf den Blättern von *Cycas revoluta* im botanischen Garten zu Parma.

Auf Gramineen.

2. Auf Gramineen. a) *Phyllosticta sorghina Sacc.*, auf bleichen Blattflecken von *Sorgho*; Sporen elliptisch, farblos, 0,005 mm lang.

b) *Phyllosticta stomaticola Bäuml.*, auf Blättern von *Arrhenatherum elatius* in Ungarn.

c) *Phyllosticta crastophylla Sacc.*, auf Blättern von *Setaria verticillata* in Italien.

Auf Cyperaceen.

3. Auf Cyperaceen. *Phyllosticta Caricis Sacc.*, auf Blättern von *Carex muricata*.

¹⁾ Sylloge fungorum III. Patavii 1884.

4. Auf Typhaceen. *Phyllosticta typhina* Sacc. und *Phyllosticta Renouana* Sacc., auf Blättern von Typha.

5. Auf Aroideen. *Phyllosticta acorella* Sacc. und *Phyllosticta Acori* Oud., auf *Acorus Calamus*.

6. Auf Palmen. *Phyllosticta Cocos* Cooke und *Phyllosticta cocoina* Sacc., auf Blättern von *Cocos nucifera*.

7. Auf Liliaceen. a) *Phyllosticta liliicola* Sacc., auf den Blättern von *Lilium candidum*.

b) *Phyllosticta Draconis* Berk., auf den Blättern von *Dracaena Draco*.

c) *Phyllosticta cruenta* (Fr.) Sacc., auf *Polygonatum multiflorum*.

d) *Phyllosticta Aloës* Kalch., auf *Aloë latifolia*.

e) *Phyllosticta Cordylines* Sacc. et Berl., auf *Cordylina terminalis* in England.

f) *Phyllosticta Danaë*s Pass., auf *Ruscus racemosus* in Frankreich.

g) *Phyllosticta ruscicola* Dur. et Mont., auf *Ruscus*.

h) *Phyllosticta Uvariae* Berk., auf *Uvaria*.

8. Auf Dioscoreaceen. a) *Phyllosticta Tami* Sacc., auf *Tamus communis* in Italien. Auf Dioscoreaceen.

b) *Phyllosticta Dioscoreae* Cooke., auf *Dioscorea*.

9. Auf Orchidaceen. *Phyllosticta Donkelaeri* West., auf den Blättern von kultiviertem *Oncidium* in Belgien. Auf Orchidaceen.

10. Auf Alismaceen. a) *Phyllosticta Alismatis* Sacc. et Spieg., auf *Alisma Plantago* und *Phyllosticta Curreyi* Sacc., auf *Alisma Plantago*.

b) *Phyllosticta sagittifolia* Brun., auf *Sagittaria sagittifolia* in Frankreich.

11. Auf Potamogetonaceen. *Phyllosticta potamia* Cke., auf *Potamogeton* in England. Auf Potamogetonaceen.

12. Auf Betulaceen. a) *Phyllosticta betulina* Sacc., auf den Blättern von *Betula alba*, vielleicht zu *Sphaerella maculiformis* gehörig, mit der sie zusammen vorkommt. Auf Betulaceen.

b) *Phyllosticta alnigena* Thüm., auf den Blättern von *Alnus cordifolia*.

c) *Phyllosticta alnicola* C. Mass., auf *Alnus glutinosa*.

d) *Phyllosticta Carpini* Schulz., und *Phyllosticta carpinea* Sacc., auf den Blättern von *Carpinus Betulus*.

e) *Phyllosticta Coryli* West., und *Phyllosticta corylaria* Sacc., auf den Blättern von *Corylus Avellana*.

13. Auf Cupuliferen. a) *Phyllosticta Quercus* Sacc., auf Eichenblättern. Auf Cupuliferen.

b) *Phyllosticta globulosa* Thüm., auf Blättern von *Quercus pedunculata*.

c) *Phyllosticta quercea* Thüm., auf Blättern von *Quercus pubescens*.

d) *Phyllosticta ilicina* Sacc., und *Phyllosticta Quercus Ilicis* Sacc., auf Blättern von *Quercus Ilex*. *Phyllosticta ilicicola* Pass. ist vielleicht damit identisch.

e) *Phyllosticta pomiformis* Sacc., auf *Quercus alba*.

f) *Phyllosticta vesicatoria* Thüm., auf *Quercus cinerea*.

g) *Phyllosticta Quercus rubrae* W. R. Ger., auf *Quercus rubra* in Nordamerika.

- h) *Phyllosticta* Ell. et Langl., auf *Quercus virens* in Nordamerika.
- i) *Phyllosticta maculiformis* Sacc., und *Phyllosticta Nubecula* Pass., auf den Blättern von *Castanea vesca*, vielleicht zu *Sphaerella maculiformis* gehörig.
- Auf Salicaceen. 14. Auf Salicaceen. a) *Phyllosticta populea* Sacc., *Phyllosticta Alcides* Sacc. und *Phyllosticta cinerea* Pass., auf der oberen Blattseite von *Populus alba*.
- b) *Phyllosticta bacteriiformis* (Pass.) Sacc. und *Phyllosticta populina* Sacc., auf Blättern von *Populus nigra*.
- c) *Phyllosticta Populorum* Sacc., auf Blättern von *Populus balsamifera*.
- d) *Phyllosticta salicicola* Thüm., auf *Salix alba* in Frankreich.
- Auf Myricaceen. 15. Auf Myricaceen. *Phyllosticta Myricae* Cooke, auf *Myrica cerifera* in Amerika.
- Auf Urticaceen. 16. Auf Urticaceen. a) *Phyllosticta Urticae* Sacc., auf *Urtica dioica* in Italien.
- b) *Phyllosticta Cannabis* Speg., auf Blattflecken von *Cannabis sativa*, Sporen elliptisch-cylindrisch, gerade oder gekrümmt, 0,004—0,006 mm lang.
- c) *Phyllosticta Humuli* Sacc. et Speg., auf dunkelbraunen Blattflecken des Hopfens; Sporen oblong, gerade oder gekrümmt, 0,006—0,009 mm lang.
- Auf Moraceen. 17. Auf Moraceen. a) *Phyllosticta morifolia* Pass., auf *Morus alba*.
- b) *Phyllosticta osteospora* Sacc., auf Blättern von *Morus*, auch auf *Rhamnus* und *Populus*.
- c) *Phyllosticta sycophila* Thüm., und *Phyllosticta Caricae* C. Mass., auf Blättern von *Ficus Carica*.
- Auf Ulmaceen. 18. Auf Ulmaceen. a) *Phyllosticta ulmicola* Sacc., *Phyllosticta ulmaria* Pass. und *lacerans* Pass., auf den Blättern von *Ulmus campestris*.
- b) *Phyllosticta Celtidis* Ell. et Kell., auf den Blättern von *Celtis occidentalis* in Nordamerika.
- c) *Phyllosticta destruens* Desm., auf *Celtis australis*.
- Auf Platanaceen. 19. Auf Platanaceen. *Phyllosticta Platani* Sacc., auf unteren Blattseiten von *Platanus orientalis*.
- Auf Polygonaceen. 20. Auf Polygonaceen. a) *Phyllosticta Polygonorum* Sacc., auf Blättern von *Polygonum Persicaria*.
- b) *Phyllosticta Nieliana* Roum., auf *Polygonum Bistorta* in Frankreich.
- c) *Phyllosticta Rhei* Ell. et Ev., und *Phyllosticta Fourcadei* Sacc., auf Rheum.
- d) *Phyllosticta Acetosae* Sacc., auf *Rumex Acetosa* in Italien.
- Auf Chenopodiaceen. 21. Auf Chenopodiaceen. a) *Phyllosticta Betae* Oud., auf hellen, braunberandeten Blattflecken von *Beta vulgaris*.
- b) *Phyllosticta Atriplicis* Desm., auf den Blättern von *Atriplex* und *Chenopodium*.
- c) *Phyllosticta Chenopodii* Sacc., auf den Blättern verschiedener *Chenopodium*-Arten.
- Auf Amaranthaceen. 22. Auf Amaranthaceen. a) *Phyllosticta Celosiae* Thüm., auf den Blättern von *Celosia cristata*.

b) *Phyllosticta Gomphrenae Sacc.*, auf *Gomphrena globosa* in Italien.

c) *Phyllosticta Amaranthi Ell. et K.*, auf *Amaranthus retroflexus* in Amerika.

23. Auf Caryophyllaceen. a) *Phyllosticta Saponariae Sacc.*, auf *Saponaria officinalis*. Auf Caryophyllaceen.

b) *Phyllosticta Dianthi West.*, auf *Dianthus barbatus*.

c) *Phyllosticta Zahlbruckneri Bäuml.*, auf *Silene nutans* in Ungarn.

d) *Phyllosticta nebulosa Sacc.*, auf *Silene pendula*.

24. Auf Portulacaceen. *Phyllosticta Portulacae Sacc.*, auf Blättern von *Portulaca oleracea*; Sporen eiförmig, 0,004—0,005 mm lang. Auf Portulacaceen.

25. Auf Ranunculaceen. a) *Phyllosticta corrodens Pass.* und *bacteriosperma Pass.*, auf *Clematis Vitalba* in Italien. Auf Ranunculaceen.

b) *Phyllosticta Thalictri Westend.*, auf *Thalictrum flavum* in Belgien.

c) *Phyllosticta Ranunculorum Sacc.*, auf *Ranunculus repens*.

d) *Phyllosticta Ranunculi Sacc.*, auf *Ranunculus acer*.

e) *Phyllosticta Ajacis Thüm.*, auf Blättern von *Delphinium Ajacis*.

f) *Phyllosticta helleborella Sacc.*, auf den Blättern von *Helleborus* mit *Spaerella Hermione*. — *Phyllosticta atrogonata Voss.* und *helleboricola C. Mass.*, ebenda selbst.

g) *Phyllosticta Trollii Trail.*, auf *Trollius europaeus* in Schottland.

h) *Phyllosticta Paeoniae Sacc.*, auf Blättern von *Paeonia coralina*. *Phyllosticta baldensis C. Mass.*, auf *Paeonia peregrina* auf dem Monte Baldo.

26. Auf Berberidaceen. a) *Phyllosticta Westendorpii Thüm.*, auf *Berberis vulgaris* und *altaica*. Auf Berberidaceen.

b) *Phyllosticta Berberidis Rabenh.*, auf *Berberis vulgaris*.

c) *Phyllosticta Mahoniae Sacc.*, auf Blättern von *Mahonia Aquifolium*.

d) *Phyllosticta Epimедii Sacc.*, auf *Epimedium alpinum* in Italien.

27. Auf Magnoliaceen. a) *Phyllosticta Magnoliae Sacc.*, auf *Magnolia grandiflora*. Auf Magnoliaceen.

b) *Phyllosticta Liriodendri Thüm.*, *Phyllosticta liriodendrica Cooke*, *Phyllosticta tulipiferae Pass.* und *Phyllosticta circumvallata Wint.*, auf Blättern von *Liriodendron tulipifera*.

28. Auf Lauraceen. *Phyllosticta nobilis Thüm.*, *laurella* auf Lauraceen. *Sacc.* und *Lauri West.*, auf Blättern von *Laurus nobilis*.

29. Auf Menispermaceen. a) *Phyllosticta abortiva Ell. et K.*, und *Phyllosticta Menispermii Pass.*, auf *Menispermum canadense*. Auf Menispermaceen.

b) *Phyllosticta Thunbergii Wint.*, auf *Cocculus Thunbergii* in Japan.

30. Auf Nymphaeaceen. *Phyllosticta hydrophila Speg.*, auf Blättern von *Nymphaea alba* in Italien. Auf Nymphaeaceen.

31. Auf Cruciferen. a) *Phyllosticta Napi Sacc.*, auf bleichen, trockenen Blattstücken von *Brassica Napus*; Sporen oblong-cylindrisch, gekrümmt, 0,004—0,006 mm lang. Auf Cruciferen.

b) *Phyllosticta Brassicae* West., auf eben solchen Blattflecken von *Brassica Napus* und *oleracea*, mit eiförmigen Sporen.

c) *Phyllosticta Cheiranthorum* Desm., auf Blättern von *Cheiranthus*.

d) *Phyllosticta Erysimi* West., auf *Erysimum Alliaria*.

e) *Phyllosticta anceps* Sacc., auf *Nasturtium anceps* und *amphibium*.

Auf Papaveraceen. 32. Auf *Papaveraceen*. *Phyllosticta Sanguinariae* Wint., auf *Sanguinaria canadensis* in Amerika.

Auf Capparidaceen. 33. Auf *Capparidaceen*. *Phyllosticta Capparidis* Sacc. et Speg., auf *Capparis rupestris* in Italien.

Auf Violaceen. 34. Auf *Violaceen*. *Phyllosticta Violae* Desm., auf Blättern von *Viola odorata* und *tricolor*, *Phyllosticta Libertiana* Sacc. et March., und *Phyllosticta Libertiae* Sacc., auf *Viola odorata*.

Auf Myricariaceen. 35. Auf *Myricariaceen*. *Phyllosticta germanica* Speg., auf *Myricaria germanica*.

Auf Cistaceen. 36. Auf *Cistaceen*. a) *Phyllosticta cistina* Thüm., auf *Cistus*-Arten in Frankreich, Portugal und Griechenland.

b) *Phyllosticta Helianthemum Roum.*, auf *Helianthemum vulgare* in Frankreich.

Auf Ternströmiaceen. 37. Auf *Ternströmiaceen*. *Phyllosticta Camelliae* West., und *Phyllosticta camelliaeicola* Brun., auf *Camellia japonica*.

Auf Aurantiaceen. 38. Auf *Aurantiaceen*. a) *Phyllosticta disciformis* Penz., *Phyllosticta ocellata* Pass., *Phyllosticta Beltranii* Penz. und *Phyllosticta lenticularis* Pass., auf Blättern von *Citrus Limonum*.

b) *Phyllosticta micrococcoides* Penz., auf jungen Blättern der Citronen.

c) *Phyllosticta marginalis* Penz., auf Blättern von *Citrus medica* in Italien.

d) *Phyllosticta Hesperidearum* Penz. (*Phoma Hesperidearum* Call.), auf den Blättern verschiedener *Aurantiaceen*.

Auf Aceraceen. e) *Phyllosticta deliciosa* Pass., auf Blättern von *Citrus deliciosa*. 39. Auf *Aceraceen*. a) *Phyllosticta acericola* C. et E., und *Phyllosticta Aceris* Sacc., auf den Blättern von *Acer campestre*; *Phyllosticta campestris* Pass., daselbst in Frankreich.

b) *Phyllosticta Pseudoplatani* Sacc., *Platanoides* Sacc., fallax Sacc., auf *Acer Pseudoplatanus*.

c) *Phyllosticta Monspensulani* Pass., auf *Acer monspessulanum* in Frankreich.

d) *Phyllosticta Saccharini* Ell. et Mart., auf *Acer saccharinum* in Nordamerika.

e) *Phyllosticta Negundinis* Sacc. et Speg., und *Phyllosticta fraxinifolia* Sacc., auf *Negundo fraxinifolia*.

Auf Hippocastanaceen. 40. Auf *Hippocastanaceen*. a) *Phyllosticta aesculina* Sacc., *Phyllosticta aesculicola* Sacc. und *Phyllosticta sphaeropsidea* Ell. et Ev., auf *Aesculus Hippocastanum*; *Phyllosticta Aesculi* Ell. et Ev., auf *Aesculus glabra* in Nordamerika.

b) *Phyllosticta Paviae* Desm., und *Phyllosticta paviaeicola* Brun., auf *Pavia macrostachya*.

Auf Tropaeolaceen. 41. Auf *Tropaeolaceen*. *Phyllosticta Tropaeoli* Sacc., auf den Blättern von *Tropaeolum majus*.

42. Auf Vitaceen. a) *Phyllosticta viticola* Sacc., mit ellipsoideischen, sehr hell olivengrünen, 0,005 mm langen Sporen, und *Phyllosticta Vitis* Sacc., mit oblong-eiförmigen, farblosen, 0,006 mm langen Sporen, beide in Italien auf dem Weinstock auf oberseits weißlichen, trockenen, meist dunkelberandeten Blattflecken.

b) *Phyllosticta Labruscae* Thüm., auf franken Blattflecken von *Vitis Labrusca*. Nach Scribner¹⁾ soll jedoch dieser Pilz identisch sein mit *Phoma uvicola*, und darum kommen sowohl in Frankreich wie in Nordamerika die Blattfleckenkrankheit und der durch den letzteren Pilz veranlaßte Black-Root immer gemeinsam vor; die erstere geht dem letzteren voraus.

c) *Phyllosticta viticola* Thüm., auf Blättern von *Vitis vulpina*. Soll ebenfalls mit *Phoma uvicola* identisch sein.

d) *Phyllosticta neurospileae* Sacc. et Berl., auf *Vitis antarectica* in Australien.

e) *Phyllosticta spermoides* Speg., auf *Vitis riparia* in Nordamerika.

f) *Phyllosticta microspila* Pass., auf *Vitis vinifera* in Italien.

g) *Phyllosticta Bizzozzeriana* C. Mass., auf *Vitis vinifera* in Italien.

43. Auf Rhamnaceen. a) *Phyllosticta Rhamni* West., auf Blättern von *Rhamnus Frangula* und *Alaternus*.

b) *Phyllosticta Frangulae* West., auf *Rhamnus Frangula*.

c) *Phyllosticta Cathartici* Sacc., auf *Rhamnus cathartica*.

d) *Phyllosticta Alaterni* Pass., auf *Rhamnus Alaternus* in Frankreich.

e) *Phyllosticta rhamnigena* Sacc., auf *Rhamnus cathartica* und *Alaternus* in Italien, Frankreich und Portugal.

44. Auf Celastraceen. a) *Phyllosticta Evonymi* Sacc., *evony-* auf *Celastraceen*. *mella* Sacc., *nemoralis* Sacc., auf den Blättern von *Evonymus europaeus*.

b) *Phyllosticta pustulosa* S. et R., und *Phyllosticta Bolleana* Sacc., auf den Blättern von *Evonymus japonicus*.

45. Auf Ulicineen. *Phyllosticta Haynaldi* Sacc., auf Blättern von *Ilex Aquifolium*.

46. Auf Geraniaceen. *Phyllosticta Trailii* Sacc. (*Phyllosticta Geranii* Trail.), auf *Geranium sylvaticum* in Norwegen.

47. Auf Malvaceen. a) *Phyllosticta althaeina* Sacc., auf *Althaea rosea*. *Phyllosticta althaeicola* Pass., auf *Althaea officinalis* in Frankreich.

b) *Phyllosticta destructiva* Desm., auf *Althaea*, *Malva*, *Lycium* und *Evonymus*.

c) *Phyllosticta sidaecola* Cke., auf *Sida napaea* in Kiew.

d) *Phyllosticta gossypina* Ell. et M., auf Baumwollenblättern in Nordamerika.

e) *Phyllosticta syriaca* Sacc., auf *Hibiscus syriacus* in Italien.

48. Auf Tiliaceen. *Phyllosticta Tiliae* Sacc., auf den Blättern von *Tilia*.

¹⁾ Report of the chief of the Section of veget. Pathol. for the year 1887. Departement of agricult. Washington 1888.

- Auf Dralideen. 49. Auf Dralideen. *Phyllosticta Oxalidis Sacc.*, auf *Oxalis Acetosella* in Italien.
- Auf Euphorbiaceen. 50. Auf Euphorbiaceen. *Phyllosticta Mercurialis Desm.*, auf *Mercurialis annua* in Frankreich und Belgien.
- Auf Buraceen. 51. Auf Buraceen. *Phyllosticta limbalis Pers.* und *Phyllosticta buxina Sacc.*, auf *Buxus sempervirens*.
- Auf Anacardiaceen. 52. Auf Anacardiaceen. a) *Phyllosticta Rhois West.*, auf Blättern von *Rhus Cotinus*.
b) *Phyllosticta Toxicodendri und toxica Ell.*, auf *Rhus Toxicodendron*.
c) *Phyllosticta Terebinthi Pass.*, auf *Pistacia Terebinthus*.
- Auf Juglandaceen. 53. Auf Juglandaceen. a) *Phyllosticta juglandina Sacc.*, mit eiförmigen, sehr hell olivengrünen, 0,004 mm langen Sporen, und *Phyllosticta Juglandis Sacc.*, mit eiförmig-oblongen, farblosen, 0,006 bis 0,007 mm langen Sporen, beide auf großen trockenen, braun berandeten Blattflecken des Walnußbaumes.
b) *Phyllosticta Caryae Peck. und caryogena Sacc.*, auf *Carya* in Nordamerika.
- Auf Banthoraceen. 54. Auf Banthoraceen. *Phyllosticta Ailanthi Sacc.*, auf *Acalanthus glandulosa*.
- Auf Cactaceen. 55. Auf Cactaceen. *Phyllosticta Opuntiae Sacc.*, auf den Zweigen von *Opuntia Ficus indica*.
- Auf Umbelliferen. 56. Auf Umbelliferen. a) *Phyllosticta Saniculae Brun.*, auf *Sanicula europaea* in Frankreich.
b) *Phyllosticta Chaerophylli C. Mass.*, auf *Chaerophyllum hirsutum* in Italien.
c) *Phyllosticta Laserpitii Sacc.*, auf *Laserpitium latifolium* in Italien.
d) *Phyllosticta Bupleuri Sacc.*, auf *Bupleurum fulcatum*.
e) *Phyllosticta Angelicae Sacc.*, auf *Angelica sylvestris*.
- Auf Cornaceen. 57. Auf Cornaceen. a) *Phyllosticta cornicola Rabenh.*, auf *Cornus sanguinea, sericea und paniculata*.
b) *Phyllosticta Corni West.*, auf *Cornus alba*.
- Auf Araliaceen. 58. Auf Araliaceen. *Phyllosticta hedericola Dur.*, *Hederae Sacc., concentrica Sacc.*, auf den Blättern von *Hedera Helix*.
- Auf Grassulaceen. 59. Auf Grassulaceen. a) *Phyllosticta Aizoon Cke.*, auf *Sedum Aizoon* in Kiew.
- Auf Ribesiaceen. 60. Auf Ribesiaceen. a) *Phyllosticta ribicola (Fr.) Sacc.*, auf den Blättern von *Ribes rubrum*; Sporen oblong, gekrümmt, 0,015 bis 0,017 mm lang.
b) *Phyllosticta Grossulariae Sacc.*, auf der oberen Blattseite von *Ribes Grossularia*; Sporen eiförmig oder elliptisch, 0,005—0,006 mm lang.
- Auf Philadelphaceen. 61. Auf Philadelphaceen. *Phyllosticta Philadelphi Desm.* und *Phyllosticta coronaria Pass.*, auf *Philadelphus*. — *Phyllosticta Deutziae Ell.*, auf *Deutzia* in Nordamerika.
- Auf Proteaceen. 62. Auf Proteaceen. *Phyllosticta Owaniana Wint.*, auf *Brabejum stellatifolium* am Kap.
- Auf Myrtaceen. 63. Auf Myrtaceen. a) *Phyllosticta nuptialis Thüm.*, auf Blättern von *Myrtus communis*.

b) *Phyllosticta Eucalypti* Thüm., und *Phyllosticta Globuli* Pass., auf *Eucalyptus Globulus*.

64. Auf *Punicaceen*. *Phyllosticta punica* Sacc., auf den Blättern Auf *Punicaceen*. von *Punica Granatum*.

65. Auf *Thymeläaceen*. *Phyllosticta Laureolae* Desm., auf Auf Blättern von *Daphne Laureola*. *Thymeläaceen*.

66. Auf *Eythraceen*. *Phyllosticta Nesaeae* Peck., auf *Nesaea* Auf *Eythraceen* *verticillata* in Amerika.

67. Auf *Onagraceen*. a) *Phyllosticta Epilobii* Brun., auf Auf *Onagraceen*. *Epilobium hirsutum* in Frankreich.

b) *Phyllosticta lutetiana* Sacc., auf *Circaea lutetiana* in Italien.

68. Auf *Spiräaceen*. a) *Phyllosticta Arunci* Sacc., auf *Spiraea* Auf *Spiräaceen*. *Aruncus*.

b) *Phyllosticta Filipendulae* Sacc. und *Phyllosticta filipendulina* Sacc., auf *Spiraea Filipendula*.

c) *Phyllosticta Ulmariae* Sacc., auf *Spiraea Ulmaria*.

69. Auf *Rosaceen*. a) *Phyllosticta Tormentillae* Sacc., auf Auf *Rosaceen*. *Tormentilla erecta* in Italien.

b) *Phyllosticta potentillica* Sacc., auf *Potentilla reptans* in Italien.

c) *Phyllosticta fragaricola* Desm. et Rob., auf runden, rot umrandeten, zuletzt in der Mitte weißlichen Blattflecken der Erdbeeren; gehört wahrscheinlich zu *Sphaerella Fragariae* (S. 312).

d) *Phyllosticta Rosae* Desm. und *Phyllosticta Rosarum* Pass., auf purpurrot gesäumten franke Blattflecken der kultivierten Rosen.

e) *Phyllosticta fuscozonata* Thüm., auf großen, trockenen, braun-gesäumten Blattflecken der Himbeeren; Sporen cylindrisch-oblong, gerade, 0,007—0,009 mm lang.

f) *Phyllosticta rubicola* Rabenh. (*Depazea areolata* Sacc.), auf den Blättern von *Rubus caesius*.

g) *Phyllosticta Ruborum* Sacc., auf kleinen Blattflecken der Brombeeren und Himbeeren; Sporen oblong, 0,005 mm lang.

h) *Phyllosticta Pallor* Oud. (*Ascochyta Pallor* Berk.), auf bleichen, rundlichen Flecken der Zweige der Himbeeren. Sporen wurstförmig, schwach gekrümmt.

i) *Phyllosticta variabilis* Peck., auf *Rubus odoratus* in Amerika. Auf *Pomaceen*.

70. Auf *Pomaceen*. a) *Phyllosticta Mespili* Sacc., auf hellbraunen, dunkel berandeten Flecken der Blätter der *Mespilus germanica*. Sporen oblong, 0,004 mm lang, olivengrünlich.

b) *Phyllosticta Cydoniae* Sacc., auf dunkelbraunen Blattflecken der Quitte, Sporen cylindrisch, gerade oder gekrümmt, 0,010 mm lang.

c) *Phyllosticta crataegicola* Sacc., auf Blättern von *Crataegus Oxyacantha*. *Phyllosticta rubra* Peck., auf *Crataegus tomentosa* in Amerika.

d) *Phyllosticta Crataegi* Sacc., auf *Crataegus*-Arten in Amerika.

e) *Phyllosticta Pirorum* Cooke, auf Birnenblättern in Amerika.

f) *Phyllosticta pirina* Sacc., auf trockenen, weißlichen, braunberandeten Flecken der Birnen- und Apfelblätter; Sporen eiförmig, einzellig, 0,004 mm lang. Zu diesem Pilze soll als Perithecienzustand *Sphaerella Bellona* Sacc., gehören, die auf abgestorbenen Birnblättern vorkommt,

während auf abgestorbenen Apfelblättern *Leptosphaeria Pomona* Sacc. gefunden worden ist.

g) *Phyllosticta piriseda* Pass., auf weißen, kleinen Flecken der Blätter des Birnbaumes in Italien.

h) *Phyllosticta Briardi* Sacc., auf braunen Flecken der Apfelblätter in Frankreich.

i) *Phyllosticta Mali* Prill. et Delacr., auf kleinen, braunen, dunkel umrandeten Blattflecken der Apfelbäume in Frankreich; die Sporen sind oval, 0,0065—0,0085 mm lang.

k) *Phyllosticta Aucupariae* Thüm., auf *Sorbus Aucuparia*.

l) *Phyllosticta Sorbi* West., auf *Sorbus Aucuparia* und *domestica*.

Auf
Amygdalaceen.

71. Auf *Amygdalaceen*. a) *Phyllosticta vulgaris* Desm. var. *Cerasi*, auf großen, runden, zuletzt ausbleichenden und braun berandeten Blattflecken des Kirschaumes; Sporen cylindrisch-eiförmig, farblos, 0,010 bis 0,014 mm lang.

b) *Phyllosticta prunicola* (Opiz) Sacc., auf den Blättern von *Prunus Cerasus* und *domestica*.

c) *Phyllosticta Mahaleb* Thüm., und *Phyllosticta Passerinii* Berl. et Vogl., auf den Blättern von *Prunus Mahaleb*.

d) *Phyllosticta serotina* Cooke, und *Phyllosticta Treleasii* Berl. et Vogl., auf den Blättern von *Prunus serotina* in Nordamerika.

e) *Phyllosticta Laurocerasi* Sacc., auf den Blättern von *Prunus Laurocerasus*.

f) *Phyllosticta vindabonensis* Thüm., auf graubraunen Flecken der Früchte der Aprikosen; Sporen elliptisch oder fast cylindrisch, farblos oder hell rauchgrau, 0,0035—0,005 mm lang.

g) *Phyllosticta Persicae* Sacc., auf dunklen, rotberandeten Blattflecken der Pflaumen; Sporen oblong, farblos, 0,006—0,007 mm lang.

Auf
Papilionaceen.

72. Auf *Papilionaceen*. a) *Phyllosticta Medicaginis* Sacc., auf gelben Blattflecken der Luzerne; Sporen sehr klein, cylindrisch, gekrümmt, farblos.

b) *Phyllosticta Trifolii* Rich., auf *Trifolium repens* in Frankreich.

c) *Phyllosticta Fabae* West., auf großen, braunen, rot umrandeten Blattflecken von *Vicia Faba*; Sporen länglich-eiförmig, farblos, 0,010 mm lang.

d) *Phyllosticta Viciae* Cooke, auf bleichen, rot berandeten Blattflecken der Wicken; Sporen ellipsoidisch, farblos.

e) *Phyllosticta Pisi* West., auf braunen, schwarz berandeten Flecken an der Unterseite der Blätter der Erbsen in Belgien; Sporen eiförmig, farblos.

f) *Phyllosticta orobina* Sacc., und *Phyllosticta orobella* Sacc., auf den Blättern von *Orobis vernus*.

g) *Phyllosticta lathyrina* Sacc. et Wint., auf *Lathyrus sylvestris*.

h) *Phyllosticta minussinensis* Thüm., auf *Lathyrus pisiformis* in Sibirien.

i) *Phyllosticta phaseolina* Sacc. und *Phyllosticta Phaseolorum* Sacc., auf großen, gelben Blattflecken an der Blattoberseite von *Phaseolus*, in Italien; Sporen länglich-eiförmig, farblos, 0,006 mm lang.

k) *Phyllosticta Robiniae* (Rob.) Sacc., auf den Blättern von *Robinia Pseud-Acacia*, *Phyllosticta Pseud-Acaciae* Pass. und *Phyllosticta advena* Pass., ebenda selbst.

l) *Phyllosticta gallarum* Thüm. und *Phyllosticta Borszczowii* Thüm., auf *Caragana arborescens*.

m) *Phyllosticta laburnicola* Sacc., *Phyllosticta Cytisi* Desm., *Phyllosticta Cytisorum* Pass., und *Phyllosticta coniothyrioides* Sacc., auf Blättern von *Cytisus Laburnum*.

n) *Phyllosticta cytisella* Sacc., auf *Cytisus nigricans*.

o) *Phyllosticta astragalicola* Mass., auf *Astragalus glycyphyllos* in Italien.

p) *Phyllosticta Siliquastri* Sacc., auf *Cercis Siliquastrum* in Italien.

q) *Phyllosticta Wistariae* Sacc., auf *Wistaria sinensis* in Frankreich.

r) *Phyllosticta Ceratoniae* Berk., auf *Ceratonia Siliqua* in Portugal.

73. Auf Ericaceen. a) *Phyllosticta Rhododendri* West., auf Auf Ericaceen. Blättern von *Rhododendron arboreum*.

b) *Phyllosticta Saccardoi* Thüm., auf *Rhododendron ponticum*.

c) *Phyllosticta Arbuti unedinis* Pass., auf *Arbutus unedo* in Frankreich.

d) *Phyllosticta Ledi* Rostr., auf *Ledum groenlandicum* in Grönland.

74. Auf Primulaceen. *Phyllosticta primulicola* Desm., auf Auf Primulaceen. den Blättern von *Primula veris* und *elatior*.

75. Auf Oleaceen. a) *Phyllosticta fraxinicola* Curr., Phyl- Auf Oleaceen. losticta *osteospora* Sacc., *Phyllosticta viridis* Ell. et Kell., *Phyllosticta variegata* Ell. et Ev. und *Phyllosticta Fraxini* Ell. et M., auf Blättern verschiedener *Fraxinus*-Arten.

b) *Phyllosticta Ligustri* Sacc., und *Phyllosticta ligustrina* Sacc., auf Blättern von *Ligustrum vulgare*.

c) *Phyllosticta insulana* Mont., auf den Blättern des Ölbaums in Frankreich.

d) *Phyllosticta Syringae* West., auf den Blättern von *Syringa vulgaris* in Belgien, Frankreich, Italien und Portugal.

e) *Phyllosticta Halstedii* Ell. et Ev., auf *Syringa vulgaris* in Nordamerika.

f) *Phyllosticta goritiense* Sacc., *Phyllosticta Phillyreae* Sacc., *Phyllosticta phyllicicola* Rabenh. und *Phyllosticta phillyrina* Thüm., auf *Phillyrea*-Arten.

g) *Phyllosticta Forsythiae* Sacc., auf *Forsythia suspensa* in Italien.

76. Auf Asclepiadaceen. a) *Phyllosticta Vincetoxici* Sacc., Auf Asclepiadaceen. *Phyllosticta Asclepiadearum* West. und *Phyllosticta atromaculans* Speg., auf *Cynanchum Vincetoxicum* in Italien.

b) *Phyllosticta Cornuti* Ell. et K., auf *Asclepias Cornuti* in Amerika.

77. Auf Apocynaceen. *Phyllosticta Nerii* West., auf den Auf Apocynaceen. Blättern von *Nerium Oleander*.

- Auf Gentianaceen. 78. Auf Gentianaceen. *Phyllosticta Erythraeae Sacc. et Speg.*, auf *Erythraea Centaurium* in Italien.
- Auf Globulariaceen. 79. Auf Globulariaceen. *Phyllosticta Globulariae West.*, auf *Globularia vulgaris* in Belgien.
- Auf Convolvulaceen. 80. Auf Convolvulaceen. a) *Phyllosticta nervisequa Sacc.*, und *Phyllosticta Calystegiae Sacc.*, auf *Calystegia sepium* in Italien. b) *Phyllosticta Pharbitis Sacc.*, auf *Pharbitis hispida* in Italien und Frankreich. c) *Phyllosticta Batatae Thüm.* und *Phyllosticta bataticola Ell. et Mort.*, auf den Blättern der Bataten in Nordamerika.
- Auf Solanaceen. 81. Auf Solanaceen. a) *Phyllosticta Tabaci Pass.*, erzeugt zahlreiche, helle, trockene Flecke auf den Blättern des Tabaks; Sporen eiförmig, gerade, farblos, 0,007 mm lang. b) *Phyllosticta capsulicula Sacc.*, auf kleinen, schwarzen Flecken der Fruchtkapseln des Tabaks, Sporen eiförmig, gekrümmt, farblos, 0,007 bis 0,011 mm lang. c) *Phyllosticta Dulcamarae Sacc.*, auf Blättern von *Solanum Dulcamara*. d) *Phyllosticta hortorum Speg.*, auf *Solanum Melongena* in Italien. e) *Phyllosticta Aratae Speg.*, auf Blättern von *Solanum glaucum*. f) *Phyllosticta Pseudo-capsici Roum.*, auf Blättern von *Solanum Pseudo-capsicum* in Frankreich. g) *Phyllosticta Solani Ell.*, auf mehreren nordamerikanischen *Solanum*-Arten. h) *Phyllosticta Lycopersici Peck.*, auf den Früchten von *Lycopersicum esculentum* in Nordamerika. i) *Phyllosticta Physaleos Sacc.*, auf *Physalis Alkekengi* in Italien. k) *Phyllosticta Petuniae Speg.*, auf Blättern von *Petunia*.
- Auf Verbenaceen. 82. Auf Verbenaceen. *Phyllosticta Verbenae Sacc.*, auf *Verbena officinalis* in Frankreich.
- Auf Labiaten. 83. Auf Labiaten. a) *Phyllosticta Teucriti Sacc.*, auf *Teucrium Chamaedrys* in Italien. b) *Phyllosticta Lamii Sacc.*, auf *Lamium album* und *Orvala*. c) *Phyllosticta Glechomae Sacc.*, auf *Glechoma hederacea* in Italien. d) *Phyllosticta Galeopsidis Sacc.*, auf *Galeopsis versicolor* in Italien. e) *Phyllosticta Ajugae Sacc. et Speg.*, auf *Ajuga reptans* in Italien. f) *Phyllosticta Venziana Mort.*, auf *Lamium* in Italien. g) *Phyllosticta Melissophylli Pass.*, auf *Melissophyllum* in Italien.
- Auf Plantaginaceen. 84. Auf Plantaginaceen. *Phyllosticta Plantaginis Sacc.*, auf *Plantago major* in Italien.
- Auf Asperifoliaceen. 85. Auf Asperifoliaceen. *Phyllosticta Pulmonariae Fuckel.*, auf *Pulmonaria*.
- Auf Bignoniaceen. 86. Auf Bignoniaceen. a) *Phyllosticta Bignoniae West.*, auf *Catalpa syriacaefolia*.

b) *Phyllosticta Tweediana* *Penz. et Sacc.*, auf *Bignonia Tweediana* in Italien.

c) *Phyllosticta Tecomae* *Sacc.*, *erysiphoides* *Sacc.*, *Henriquesii* *Thüm.*, auf Blättern von *Tecoma radicans*.

87. Auf *Scrofulariaceen*. a) *Phyllosticta Pentstemonis* *Cke.*, Auf *Pentstemon grandiflorus* in New. *Scrofulariaceen*.

b) *Phyllosticta Digitalis* *Bell.*, und *Phyllosticta tremniacensis* *C. Mass.*, auf *Digitalis lutea*.

c) *Phyllosticta Verbasci* *Sacc.*, und *Phyllosticta verbascicola* *Ell. et K.*, auf *Verbascum*.

d) *Phyllosticta Paulowniae* *Sacc.*, auf *Paulownia imperialis* in Italien und Frankreich.

e) *Phyllosticta Scrophulariae* *Sacc.*, und *Phyllosticta scrophularina* *Sacc.*, auf *Scrophularia nodosa* in Italien.

f) *Phyllosticta Linariae* *Sacc.*, auf *Linaria Elatine* in Frankreich. Auf

88. Auf *Campanulaceen*. *Phyllosticta Campanulae* *Sacc.*, *Campanulaceen*. auf *Campanula Trachelium* und *glomerata*.

89. Auf *Dipsaceen*. *Phyllosticta Cephalariae* *Wint.*, auf *Cephalaria* am Kap. Auf *Dipsaceen*.

90. Auf *Cucurbitaceen*. a) *Phyllosticta Cucurbitacearum* *Sacc.*, auf hellen, trockenen Blattflecken des Kürbis; Sporen oblong, gekrümmt, farblos, 0,005–0,006 mm lang. Auf *Cucurbitaceen*.

b) *Phyllosticta orbicularis* *E. et E.*, auf den Blättern des Kürbis in Nordamerika, mit geraden Sporen.

c) *Phyllosticta Lagenariae* *Pass.*, auf Blättern von *Lagenaria vulgaris* in Italien.

91. Auf *Kompositen*. a) *Phyllosticta dahliaecola* *Brun.*, auf *Dahlia* in Frankreich. Auf *Kompositen*.

b) *Phyllosticta Scorzonerae* *Pass.*, auf *Scorzonera humilis* in Frankreich.

c) *Phyllosticta Cirsii* *Desm.*, auf *Cirsium lanceolatum* und *arvense* in Italien.

d) *Phyllosticta Sonchi* *Sacc.*, auf *Sonchus oleraceus* in Italien.

e) *Phyllosticta Leucanthemi* *Speg.*, auf *Chrysanthemum Leucanthemum* in Italien.

f) *Phyllosticta Lappae* *Sacc.*, auf *Lappa minor* in Italien.

g) *Phyllosticta Jacobaeae* *Sacc.*, auf *Senecio Jacobaea* in Italien.

h) *Phyllosticta Farfarae* *Sacc.*, auf *Tussilago Farfara* in Italien.

i) *Phyllosticta Arnicae* *Fuckel.*, auf *Arnica montana* in der Schweiz.

k) *Phyllosticta Aronici* *Sacc.*, auf *Aronicum scorpioides* in der Schweiz und Italien.

l) *Phyllosticta Cynarae* *West.*, auf *Cynara* in Belgien.

92. Auf *Caprifoliaceen*. a) *Phyllosticta vulgaris* *Desm.*, Auf *Caprifoliaceen*. (*Phyllosticta Lonicerae* *West.*), auf *Lonicera Caprifolium*, *Periclymenum*, *ciliatum* und *Xylosteum*.

b) *Phyllosticta Caprifolii* (*Opitz*) *Sacc.*, auf *Lonicera Caprifolium* und *Pallasii*.

- c) *Phyllosticta nitidula* Dur., und *Phyllosticta Implexae* Pass., auf *Lonicera implexa*.
- d) *Phyllosticta Weigeliae* Sacc., auf *Weigelia rosea* in Italien.
- e) *Phyllosticta Sambuci* Desm., und *Phyllosticta sambucicola* Kuhn., auf Blättern von *Sambucus nigra*, *racemosa* und *Ebulus*.
- f) *Phyllosticta Ebuli* Sacc., auf *Sambucus Ebulus*.
- g) *Phyllosticta Opuli* Sacc., auf Blättern von *Viburnum Opulus*.
- h) *Phyllosticta tineae* Sacc., *tineola* Sacc., *Roumeguérii* Sacc. und *Viburni* Pass., auf *Viburnum Tinus*.
- i) *Phyllosticta Symphoricarpi* West., und *symphoriella* Sacc. et March., auf *Symphoricarpus racemosus*.

Depazea.

Anhang. Mit dem Namen *Depazea* Fr. sind verschiedene blattfleckenerzeugende Pilze bezeichnet worden, welche ebensolche kleine Pykniden besitzen, deren Sporen aber noch unbekannt waren. In der Folge sind sie mehrfach als Angehörige von *Phyllosticta* erkannt worden. Zu denjenigen, bei denen die Sporen noch unbekannt sind und welche einstweilen noch mit jenem Namen benannt werden, gehören besonders *Depazea Sorghi* Anzi auf Sorgho, *Depazea polygonicola* Lasch. auf Buchweizen, *Depazea Spinaciae* Fr. auf Spinat, *Depazea Meliloti* Lasch. auf Melilotus.

IV. Phoma Fr.

Phoma.

Diese Gattung hat wie die vorige unter der Epidermis, beziehentlich unter der Rorkhaut sitzende, vollständig sackförmig geschlossene, mit einem deutlichen Porus am Scheitel nach außen geöffnete, rundliche Pykniden mit brauner, häutiger oder lederartiger Wand und mit ebenfalls einzelligen, farblosen, kugelförmigen bis cylindrischen Conidien, welche bei der Reife aus dem Porus in wurmförmigen Massen hervorquellen. Sie unterscheidet sich von der vorigen aber darin, daß diese Pilze nicht auf umschriebenen frankten Blattflecken vorkommen, sondern meist größere Teile der Pflanzen auf Blättern, Stengeln, Wurzeln oder Früchten befallen, unter Entfärbung, Vertrocknung oder Fäulnis der getöteten Partien. Darum dürfen auch die unten mit aufgeführten, aber auf Blattflecken vorkommenden Formen richtiger zu *Phyllosticta* zu rechnen sein. Die meisten Arten von *Phoma* sind rein saprophyt und bleiben hier ausgegeschlossen. Unter dem Namen *Macrophoma* hat man diejenigen *Phoma*-Arten zusammengefaßt, deren Sporen größer als 0,015 mm sind, und als *Dendrophoma* diejenigen bezeichnet, wo die in den Pykniden befindlichen Basidien, von denen die Sporen abgeschnürt werden, quirlförmig ästig sind; doch dürften diese Merkmale als sichere Gattungsunterschiede kaum brauchbar sein.

Auf Weizen.

1. *Phoma Hennebergii* Kühn., auf den Spelzen bis an die Basis der Grammen des Weizens und Tinkels. Diese Teile nehmen ein schmutzig-graues Aussehen an; in der Mitte, die allmählich in weißgrau ausbleicht, werden zerstreut stehende, schwarze, 0,01—0,15 mm große Pünktchen, die Früchte des Pilzes, sichtbar. Die Sporen sind cylindrisch, gerade oder

schwach gekrümmt, 0,014—0,018 mm lang. Bei frühzeitigem Auftreten veranlaßt der Pilz eine minder vollkommene Ausbildung und in sehr ungünstigen Fällen Verkümmern der Körner, auch eine Verminderung des Futterwertes der Spreu. Zuerst hat Kühn¹⁾ den Pilz bei Kreuth in Oberbayern am Sommerweizen beobachtet; in der neueren Zeit habe ich ihn auch in verschiedenen Gegenden Norddeutschlands gefunden. Solche Ähren, wo ein bis mehrere Blüten befallen sind und weißfleckige Spelzen zeigen, finden sich dann mehr oder minder zahlreich unter den gefunden Ähren. Von Eriksson²⁾ ist der Pilz 1889 auch bei Stockholm auf einem ca. 40 Ar großen Acker Sommerweizen beobachtet worden, wo fast keine einzige gesunde Ähre zu finden war und die Körner sämtlich mißfarbig und geschrumpft waren. Seit 1894 habe ich den Pilz außer auf den Spelzen auch auf den Blättern des Weizens in Begleitung anderer Weizenblattpilze, besonders *Leptosphaeria Tritici* (S. 302) gefunden³⁾.

2. *Phoma Secalis* Prill. et Delaer., auf gelbwerdenden Blattscheiden des Roggens. Sporen 0,014 mm lang, 0,004 mm breit, ovalspindelförmig, farblos. Von Prillieur und Delacroix⁴⁾ in Frankreich beobachtet. Auf Roggen.

3. *Phoma necatrix* Thüm., auf Halmen, Blättern und Blattscheiden der Reispflanzen in Italien, nach Thümen⁵⁾. Sporen 0,010—0,012 mm lang. Auf Reis.

4. *Phoma crocophila* Sacc. (*Perisporium crocophilum* Mont.), auf den Zwiebeln des Safrans bei einer Tacon genannten Krankheit desselben in Frankreich. Die sehr kleinen Pykniden enthalten sehr kleine, kugelige Sporen⁶⁾. Auf Safran.

5. *Phoma Betae* Frank, die Ursache der Herzfäule und der Trockenfäule der Zuckerrüben (*Beta vulgaris*). Die Krankheit beginnt meist etwa von Anfang August an sich zu zeigen an dem Schwarzwerden und Vertrocknen der jüngsten Herzblätter, während zugleich nach und nach auch die älteren Blätter in derselben Weise absterben, sodaß dann im September manche Rübenpflanze ihre sämtlichen Blätter verloren hat. Ebenso geht sie an den Samensängeln in braunen Streifen bis nach den Blüten und Fruchtknäulen hinauf. Die Pflanze macht dann, da der Wurzelkörper noch am Leben ist, Versuche, durch Austreiben von Seitenknospen eine abermalige Belaubung zu erzeugen, die aber nicht viel mehr nützt. Denn nur selten bleibt es bei der Herzfäule allein; von dem Harz und von der Basis der toten Blätter aus setzt sich die Bräunung des Gewebes auch in die Rinde des Rübenkörpers fort und erzeugt dort Fäulniserscheinungen, vorwiegend am Kopf und im oberen Teile der Rübe. Je früher die Krankheit auftritt und je rascher sie fortschreitet, desto größer ist die Benachteiligung der Ausbildung des Rübenkörpers. Der Pilz, welcher diese Krankheit verur-

¹⁾ Rabenhorst, Fungi europaei Nr. 2261.

²⁾ Mitteil. a. d. Experimentalfelde der kgl. Landw.-Akad. Nr. 11. Stockholm 1890. Refer. in Zeitschr. f. Pflanzentrunkh. I. 1891, pag. 29.

³⁾ Jahresber. d. Sonderausch. f. Pflanzenschutz in Jahrb. d. deutsch. Landw. Ges. 1893, pag. 408, und Zeitschr. f. Pflanzentrunkh. III., 1893, pag. 28.

⁴⁾ Bull. Soc. Mycol. de France V. 1890, pag. 124.

⁵⁾ Pilze der Reispflanzen, pag. 12.

⁶⁾ Vergl. Montagne, Mém. Soc. de Biologie I. 1849, pag. 68.

sacht, ist erst kürzlich von mir entdeckt und beschrieben worden¹⁾. Die erkrankten Teile der Rübenpflanze sind von ziemlich dicken, mit Querschei-

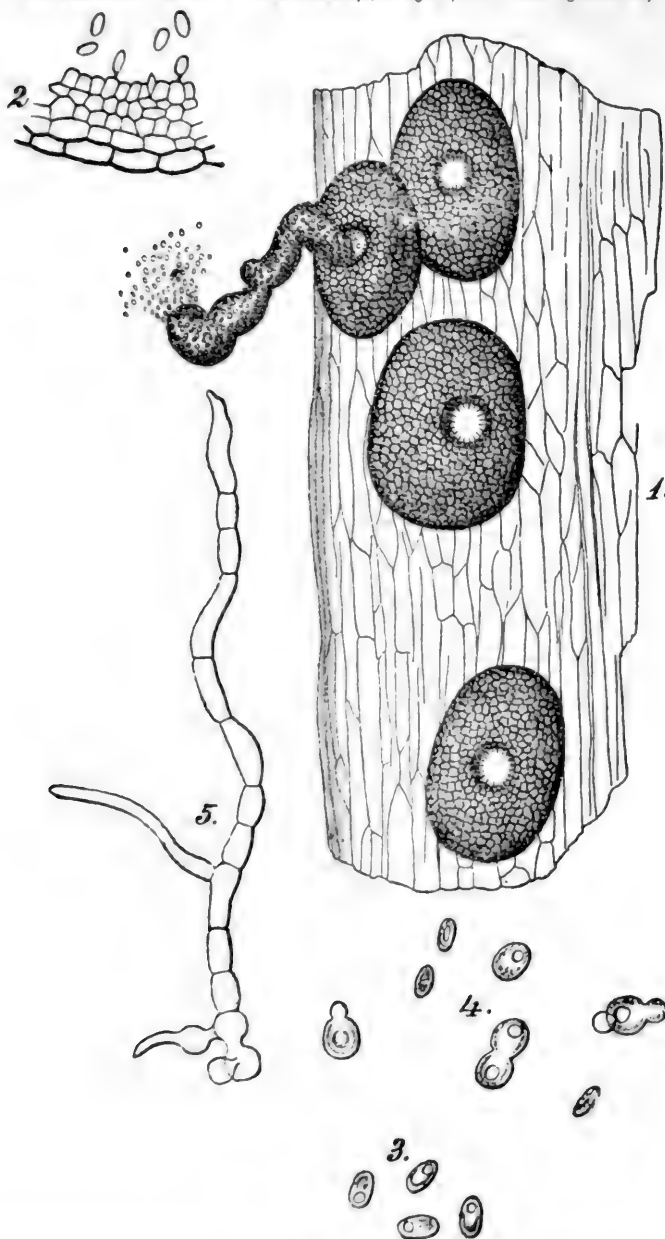


Fig. 73.

Phoma Betae. 1. Mehrere Pykniden auf einem Stück eines Blattstielgrundes der Zuckerrübe. Eine Frucht entleert soeben die Sporen aus ihrer Mündung, 100 fach vergrößert. 2. Stückchen eines Durchschnittes durch die Fruchtwand einer Pyknide, mit der Sporenbildung auf der Innenseite. Stärker vergrößert. 3. Reife Sporen. 4. Sporen in verschiedenen Stadien der Keimung. 5. Ein aus einer Spore entstandener Keimling.

wänden versehenen Myceliumfäden durchzogen, welche die Zellhäute durchbohrend und den Innenraum der Zellen in den verschiedensten Richtungen durchwachsend, von Zelle zu Zelle weiter dringen, indem sie jede lebende Zelle, die sie erreicht haben, sehr bald töten unter

Bräunung und Schrumpfung des Protoplasmas. An den getöteten Teilen, sowohl auf den Blättern, als auch besonders häufig auf den Blattstielen und am Blattstielgrunde, desgleichen auch an den erkrankten Teilen des Rübenkörpers, bildet der Pilz seine Pykniden, kleine, dem bloßen Auge wie dunkle Pünktchen erscheinende, etwa 0,2 mm im Durchmesser große Kapseln, die in den äußeren Zellgewebsschichten nisten, eine aus wenigen Zellschichten bestehende braune Wand besitzen und auf ihrem Scheitel mit einem kleinen, runden Porus nach außen geöffnet sind. Diese Pykniden stehen ganz regellos zerstreut, bald dichter, bald spärlicher, und manchmal kommen sie an erkrankten Stellen der

¹⁾ Zeitschr. für Rübenzucker-Industrie XLII, 1892, pag. 903.

Entwicklung; am öftersten trifft man sie auf den älteren Blattstielen. Die in den Pykniden in großer Anzahl gebildeten Conidien werden in wurstförmigen Massen hervorgepreßt, worauf sie sich im Wasser und in der Feuchtigkeit des Bodens schnell verteilen. Sie sind länglich rund, farblos, einzellig, 0,004 mm lang (Fig. 73). In Pflaumendecoct oder dergleichen, besonders leicht in Rübenblätterdecoct, keimen sie schon in 24 Stunden; sie schwellen dabei auf das Doppelte der ursprünglichen Größe an und treiben dann an einem oder an beiden Enden einen Keimschlauch, der aber meist zunächst nur wie mehrere blasenförmig gereihete Glieder erscheint und dann erst allmählich mehr fadenförmig weiter wächst. Bei solchen Sporenaussaaten im Hängetrophen konnte ich den Pilz zu kräftiger Myceliumbildung und in kurzer Zeit auch wieder zur Bildung seiner typischen Pykniden bringen. Derselbe gehört also zu den Pilzen, welche fakultativ sowohl parasit wie saprophyt wachsen können. Bei den weiteren Untersuchungen, welche in meinem Institute von Krüger¹⁾ angestellt worden sind, ist die Übertragung des Pilzes durch Infektionsversuche mit Sporen auf gesunde Rüben, auf Rübensamen, Rübenkeimpflänzchen und auf junge Rübenblätter nachgewiesen worden. Die Keimpflänzchen werden von dem Pilze unter den Symptomen des sogenannten Wurzelbrandes oder der schwarzen Beine, was auch durch andre Pilze veranlaßt werden kann (S. 89), getötet, d. h. sie fallen um unter Schwärzung des verpilzten hypophyten Gliedes. In den letzten Jahren haben wir vielfach an wurzelbrandigen Rübenkeimpflänzchen, welche aus verschiedenen Gegenden eingekauft wurden, *Phoma Betae* in den Pykniden konstatieren können. Dagegen hat sich eine Übertragbarkeit auf andre Pflanzen als wenig wahrscheinlich erwiesen. Da der Pilz auf die oberen Teile der Samenrübenstengel und bis auf die Früchte geht, so ist die Möglichkeit der Übertragung des Pilzes durch den Samen gegeben; ich habe in der That bei Durchmusterung beliebig gewählter käuflicher Rübensamen auf einzelnen Samenknäueln *Phoma-Pykniden* konstatieren können. Der Gedanke liegt also nahe, daß in Rübensamenzüchtereien bereits verpilzte Samenknäuel ins Saatgut gelangen. Die kürzlich von mir vorgeschlagene Samenbeize der Rübensamen in Kupfervitriol-Kalkbrühe vor der Aussaat ist daher ein Mittel gegen die Einschleppung des Pilzes. Aus der Übertragung der parasitären Pilzkeime mittelst der Rübensamen erklärt sich auch die von Hellriegel²⁾ gemachte Beobachtung, daß alle aus einem Rübenknäuel hervorgegangenen Pflanzen denselben Grad starker Erkrankung an Wurzelbrand oder gesunder Entwicklung zeigen und daß durch 20 stündige Samenbeize mittelst 1proz. Karbolsäure, wodurch allerdings die Keimfähigkeit geschwächt wurde, 98proz. Rüben gesund blieben und ohne diese Beize nur 13 Prozent. Auch die Beobachtungen, welche Karlson³⁾ am Wurzelbrand der Rüben im Gouvernement Charkow gemacht hat, ergaben, daß nicht Insekten, sondern Pilzmycelien die Ursache sind, welche aber, da sie ohne Fruktifikation auftraten, unbestimmbar sind. Karlson wies auch nach, daß die Keime dieser Pilze schon an den Samen vorhanden

1) Zeitschr. f. Rübenzucker-Industrie 1893, pag. 90.

2) Schädigung junger Rüben durch Wurzelbrand u. Deutsche Zuckerindustrie XV, pag. 745.

3) Der Wurzelbrand, Mitth. der Petrowski'schen Akad. f. Landwirtschaft. 1890, refer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II., 1892, pag. 112.

sind. Desinfektion der Samen mit Karbolsäure oder Kupfervitriol verminderte daher die Häufigkeit des Wurzelbrandes, beseitigte ihn aber nicht, weil auch der Erdboden diese Keime enthält. Nach Karlsen sollen aber nur schwächliche Keimpflanzen vom Wurzelbrand befallen werden und die Rübe überhaupt nur in der Periode der Keimpflanze dafür empfänglich sein; er rät daher Auswahl des besten Samens und möglichste Vervollkommenung der Rübenkultur betreffs Bodenwahl, Düngung und Bearbeitung.

Begünstigung
durch
Trockenheit.

Die Jahre 1892 und 1893, in denen die Herzfäule der Rüben sehr stark aufgetreten ist, zeichneten sich durch sehr trockene Sommer aus. Trockenheit während der Hauptentwicklungsperiode der Rübenpflanze scheint die Krankheit zu begünstigen. Auch zeigten in den kranken Rübenschlügen die Streifen, in denen Drainstränge liegen, sowie Stellen mit stark Wasser haltendem Thon oder Lehm oder auf zugepflügten, tiefen Grasgräben auffallend gesündere Pflanzen. Die Erklärung hierfür ergibt sich nach meinen neuesten Untersuchungen daraus, daß *Phoma Betae* in vollständig frische und unversehrte Rübenblätter nicht eindringt, wohl aber leicht und schnell, wenn dieselben durch Abwelken geschwächt oder mit Wundstellen versehen sind. Hiermit hängt auch die Beobachtung zusammen, daß auf dem Gute Winterbergshof in der Uckermark, wo die Krankheit seit 1886 sehr stark auftritt, diejenigen Schläge zuerst die Krankheit bekommen, auf welche einige Jahre vorher die aus der Zuckerfabrik stammende, Scheidekalk enthaltende Schlammerte aufgebracht worden ist; denn Kalkzusatz zum Erdboden wirkt austrocknend. Auf den einmal verseuchten Stellen erscheint die Krankheit immer wieder, sobald nach einigen Jahren wiederum Rüben daselbst gebaut wurden. Aus meinen jüngsten, noch nicht publizierten Versuchen hat sich ergeben, daß die Sporen des Pilzes im Erdboden ohne zu keimen keimfähig überwintern, und daß man sie dann im Frühlinge zur charakteristischen Keimung gelangen sieht, wenn man sie z. B. in Rübenblätterdecoct bringt. Durch diese Beobachtung wird erklärlich, warum der Erdboden bei dieser Krankheit auf Jahre hinaus seine Infektionskraft behält.

Verbreitung.

Die gegenwärtig und besonders in dem trocknen Sommer 1893 in bedenkenregender Weise aufgetretene Herzfäule hat sich nach den übereinstimmenden Beobachtungen, die auf den besonders heimgesuchten Gütern der Provinzen Brandenburg und Schlesien gemacht wurden, seit der Mitte der 80er Jahre gezeigt. Nach Entdeckung des Pilzes wurden von mir genauere Erhebungen über die Verbreitung der Krankheit angestellt; im Jahre 1893 wurde dieselbe konstatiert in den Ländern Schlesien, Posen, Westpreußen, Pommern, Mecklenburg, Brandenburg, Provinz Sachsen, Hannover, Hessen, Rheinprovinz. Im Jahre 1892 haben auch Prillieux und Delacroix¹⁾ in Frankreich bei Mondoubleau (Loir et Cher) die Herzfäule der Rüben beobachtet und beschreiben einen dabei gefundenen Pilz unter dem Namen *Phyllosticta tabifica*, der nach der gegebenen Beschreibung mit *Phoma Betae* völlig übereinzustimmen scheint; der Name *Phyllosticta* paßt für unsern Pilz nicht, da er streng blattfleckenbildende Pilze bezeichnet. Auf den weißlichen Flecken der getöteten Blattstiele fanden Prillieux und Delacroix eine Perithezienform, welche sie *Sphaerella tabifica* nennen und von der sie vermuten, daß sie zu *Phoma Betae* gehört

¹⁾ Mejer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II., 1892, pag. 108.

Inzwischen ist auch in Belgien der neue Rübenpilz konstatiert worden. Ob in früheren Jahren beobachtete ähnliche Rübenkrankheiten von dem nämlichen Pilze veranlaßt waren, läßt sich jetzt nicht mehr entscheiden. Möglicherweise aber ist dieser Pilz auch die Ursache gewesen einer Rübenkrankheit, welche beobachtet wurde in Frankreich zuerst 1845 und daselbst 1851 einen Verlust von 400 000 Ctr. Zucker verursachte¹⁾; später auch in England und in Deutschland, hier z. B. von Kühn²⁾ bei Bunzlau von 1848 bis 1854, wo sie in manchen Jahren äußerst heftig auftrat. Sie zeigte sich gewöhnlich schon auf dem Felde im September an einem Schwarzwerden der Herzblättchen der Rübenpflanzen, von wo aus die Erkrankung auch allmählich auf die Rüben sich verbreitete, so daß diese bei der Aufbewahrung im Winter nach und nach vollständig in Fäulnis übergingen. Dieselbe Fäulnis beobachtete Kühn ebendasselbst auch an den Möhren³⁾ und an den Kohlrüben⁴⁾. Trotz der Ähnlichkeit der Symptome bleibt die Identität mit der jetzigen Krankheit zweifelhaft, da Kühn von Pilzmycelium in den kranken Partien und von Phoma-Bykniden nichts erwähnt.

Als Bekämpfungsmittel hat sich nach meinen neuesten Untersuchungen Bespritzung der Rübenpflanzen mit Kupfervitriolkalkbrühe nicht bewährt. Vermeidung leicht austrocknender Lagen für die Anlegung der Rübenfelder und möglichst frühe Entfernung des kranken Pflanzennmaterials von den Rübenschlügen sind vorläufig die einzigen Gegenmittel.

6. *Phoma rheina Thüm.*, auf Blättern von *Rhemus Rhauponticum* Auf Rheum. in Görz.

7. *Phoma Mahoniae Thüm.* und *Phoma Mahoniana Sacc.*, auf trocknen Blattflecken von *Mahonia Aquifolium*. Auf Mahonia.

8. *Phoma nobilis Thüm.*, auf trocknen Blattflecken von *Laurus nobilis* in Portugal. Auf Laurus.

9. *Phoma siliquarum Sacc. et Roum.*, auf ausbleichenden Flecken der Schoten des Kohls; die als dunkle Pünktchen erscheinenden Bykniden sind 0,2 mm groß; die oblongen Sporen 0,008 mm lang. Auf Kohl.

10. *Phoma Siliquastrum Desm.*, auf eben solchen Fruchtflecken des Kohls, mit sehr kleinen, zahlreichen Bykniden und 0,005 mm langen oblongen Sporen; vielleicht mit dem vorigen Pilze identisch.

11. *Phoma Brassicae Frank*, auf noch grünen Rapsstengeln lange, bleiche Flecke erzeugend, auf denen die braunen, mit dunkler, runder Mündung versehenen, 0,12 mm großen Bykniden sitzen, welche sehr kleine, 0,0027 bis 0,0036 mm lange ovale Sporen enthalten. Auf Raps.

12. *Phoma herbarum West.*, auf schwärzlichen Flecken der Stengel des Glacses; die zahlreichen Bykniden enthalten eiförmige, farblose, 0,006 bis 0,011 mm lange Sporen. Diese Species kommt auch auf den Stengeln der verschiedensten Kräuter vor, aber wohl in der Regel nur saprophyt auf schon abgestorbenen Pflanzen. Auf Glacse.

13. *Phoma uvicola B. et C.*, ist die Ursache einer in Nordamerika seit 1848 beobachteten und jetzt unter dem Namen Black-rot, Schwarze Weinbeeren.

¹⁾ Bayen, Les maladies des pommes de terre et des betteraves. Paris 1853.

²⁾ Krankheiten der Kulturgewächse, pag. 232.

³⁾ l. c. pag. 241.

⁴⁾ l. c. pag. 254.

fäule bekannten Krankheit der Weinbeeren, die in manchen Staaten eine gänzliche Zerstörung der Traubenernte veranlaßt. Sie ist ursprünglich auf den wilden Reben in Nordamerika zu Hause, von diesen aber auf die kultivierten übergegangen und seit 1885 auch in Frankreich beobachtet worden. Nach Briosi¹⁾ wäre sie auch in Italien vorhanden. Scribner²⁾ giebt folgende Beschreibung der Krankheit. Einzelne Beeren der Traube erkranken, etwa wenn sie $\frac{2}{3}$ der normalen Größe erreicht haben; ein mißfarbig brauner Fleck verbreitet sich allmählich über die ganze Beere, so daß schließlich die letztere hart und geschrumpft erscheint und die Haut dicht auf den Kernen aufliegt, während auf der frankten Stelle schwarze Pusteln erscheinen. Letztere sind teils Spermogonien mit cylindrischen, 0,005—0,008 mm langen keimungsunfähigen Spermarien, teils die größeren Phoma-Pykniden mit runden oder länglichen, 0,008 mm großen Sporen, die in Schleimranken ausgestoßen werden und leicht keimen. Von Bidwill sollen im Mai an hängengebliebenen geschrumpften Beeren, und von Ellis an Beeren, die über Winter auf der Erde gelegen hatten, den Pykniden ähnliche, mit ihrer Mündung durch die Oberhaut hervorbrechende Perithezien mit achtsporigen Schläuchen und eiförmigen, einzelligen, 0,012—0,014 mm langen Sporen gefunden worden sein, welche als *Physalospora Bidwillii* Sacc. bezeichnet und für die Schlauchform des *Phoma uicola* gehalten wurden. Nach Fréhou³⁾ sollen in denselben Behältern, welche früher Pykniden waren, später die Sporenschläuche entstehen. Diese Ansicht vertreten auch Biala und Kavač⁴⁾, welche durch Ausfaat der Ascosporen auf den Weinblättern Black-rot erzeugt haben wollen, übrigens den Pilz wegen des Fehlens der Paraphysen *Laestadia Bidwillii* nennen, kürzlich ihn aber in *Guignardia Bidwillii* umtaufen. Es ist auch eine *Physalospora Baccæ Cavara* beschrieben worden, auf noch unreifen Weinbeeren in Norditalien; die Perithezien sitzen zerstreut unter der Oberhaut der Beeren und brechen zuletzt hervor; die Ascosporen sind elliptisch, 0,015—0,016 mm lang. Dieser Pilz ist vielleicht von jenem verschieden. Biala und Kavač fanden auch auf am Boden liegenden Beeren kleine Sklerotien mit weißem Mark und schwarzer Rinde, auf welchen sich einfache Conidienträger mit ovalen einzelligen Conidien entwickelten.

Der Pilz tritt außer auf den Beeren auch auf allen vegetativen Organen auf, verschont jedoch das ausgereifte Holz. Die Reben selbst werden auch durch den Pilz nicht getötet. Auf den Blättern erzeugt er scharf begrenzte Flecke, die von denen, welche *Sphaceloma ampelinum* verursacht, verschieden sind durch ihre bedeutendere Größe, durch ihre gleich von Anfang an dürre, abgestorbene Beschaffenheit und durch die mit bloßem Auge noch sichtbaren schwarzen Pusteln, die aus den Pykniden bestehen. In den Vereinigten Staaten ebenso wie in Frankreich tritt die Krankheit nur auf, wo das Klima sehr warm und sehr feucht ist; daher scheint sie sich auch

¹⁾ Bolletino di Notizie agrarie. Rom 1886, pag. 1613.

²⁾ Report of the fungus diseases of the grape vine. Departem. of agricult. Section of plant pathologie. Washington 1886.

³⁾ Compt. rend. T. CVI. 1888, pag. 1361.

⁴⁾ Compt. rend. CVI. 1888, pag. 1711, u. Soc. Mycol. de France VIII. 1892. pag. 63. Vergl. auch Brilleux, in Bull. Soc. Mycol. France 1888, pag. 59. und Mathay, der Black-root. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I. 1891, pag. 306, und II. 1892, pag. 111.

bis jetzt nicht nach Österreich und Deutschland verbreitet zu haben. Als Gegenmittel wird von Scribner geraten, die kranken Beeren zu sammeln und zu verbrennen, sowie die Trauben durch Einhüllen in Papierbeutel oder durch Bedachung der Spaliere vor Regen und Tau zu schützen, weil die Phoma-Sporen bei Trockenheit nicht keimen und die Fäulnis bei trockenem Wetter verschwindet. Galloway¹⁾ und andre haben vom Besprühen der Weinstöcke mit Bordelaiser Brühe zur Zeit, wo die Blüten sich öffnen, guten Erfolg gehabt. Entgegen der Behauptung Kössler's und Göthe's, daß der Black-rot seit Jahren auch in Österreich vorhanden sei, machte Rathay²⁾ geltend, daß dies nicht erwiesen sei, vielmehr auf einer Verwechslung mit Phoma Vitis Bon. (s. unten) beruhe, und daß das Verbot der Österreichisch-Ungarischen Regierungen gegen die Einfuhr amerikanischer Schnittreben wegen der Black-rot-Gefahr zweckmäßig sei.

14. *Phoma baccae* Catt., auf den Beeren des Weinstockes kleine braune Flecke erzeugend, die jedoch die Entwicklung der Beeren nicht wesentlich beeinträchtigen. Die auf den Flecken stehenden punktförmigen, schwarzen Pykniden enthalten eiförmige, farblose, 0,012 mm lange Sporen.

Andre Phoma-Arten auf Weinbeeren.

15. *Phoma lenticularis* Cav., Pykniden linsenförmig abgeflacht auf den Beeren des Weinstockes in Italien; Sporen cylindrisch-elliptisch, 0,0075—0,0085 mm lang.

16. *Phoma ampelocarpa* Pass., auf braunen Flecken der Weinbeeren in Italien; Sporen länglich-elliptisch, 0,0075 mm lang.

17. *Macrophoma acinorum* Pass., auf braunen Flecken reifer Weinbeeren in Italien; Sporen 0,020—0,028 mm lang, spindelförmig.

18. *Macrophoma flaccida* Cav., auf trocknen Weinbeeren in Südfrankreich und Italien; Sporen 0,016—0,018 mm lang, spindelförmig.

19. *Macrophoma reniformis* Cav., auf trocknen Weinbeeren in Frankreich und Italien; Sporen 0,022—0,028 mm, cylindrisch.

20. *Phoma Cookei* Pirotta, an den Knoten der Zweige des Weinstockes in England; Sporen 0,013 mm lang.

Auf Zweigen des Weinstockes.

21. *Phoma ampelina* B. et C., *Phoma confluens* B. et C. und *Phoma pallens* B. et C. sind ähnliche, an den Zweigen des Weinstockes in Amerika beobachtete Formen, von denen es auch fraglich ist, ob sie parasitär sind.

22. *Phoma viticola* Sacc., auf den Zweigen des Weinstockes, mit zerstreut stehenden, wie schwarze Pünktchen erscheinenden Pykniden, ohne kranke Flecke zu bilden; Sporen ellipsoidisch, farblos, 0,007 mm lang. Es ist fraglich, ob dieser Pilz parasitär ist.

23. *Phoma Vitis* Bon., wie der vorige Pilz auf den Zweigen des Weinstockes; Sporen eiförmig-elliptisch, farblos, 0,003—0,0035 mm lang. Von diesem Pilze gilt dasselbe wie vom vorigen.

24. *Phoma longispora* Cooke, auf bleichen, trocknen Flecken der Zweige des Weinstockes; die dicht beisammenstehenden, punktförmig kleinen, schwarzen Pykniden haben cylindrisch-gerade oder gekrümmte, farblose, 0,020 mm lange Sporen.

¹⁾ Journ. of Mycology V., pag. 204, 219, und Bull. Soc. Myc. de France V. 1890, pag. 124.

²⁾ Refer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I. 1891, pag. 180.

Auf Blättern des
Weinstocks.

25. *Phoma Negriana Thüm.*, auf regellosen und verschiedengefalteten trocknen Flecken der Blätter des Weinstocks; die Flecken sind oberseits weißlichgrau, unterseits braun; die kleinen, punktförmigen Pykniden befinden sich an der Oberseite; die Sporen sind cylindrisch-elliptisch, farblos, 0,005 bis 0,007 mm lang. In Oberitalien, wo die Krankheit Giallume genannt wird.

26. *Phoma Farlowiana Viala et Sav.*, auf den Blättern von *Vitis Labrusca* und *riparia* in Nordamerika; Sporen länglich eiförmig, 0,021 mm lang.

27. *Macrophoma viticola Berl. et Vogl.*, auf Blättern des Weinstocks in Amerika, aber fraglich ob parasitär. Sporen 0,022—0,024 mm lang.

Auf Walnüssen.

28. *Phoma Juglandis Sacc.*, auf der grünen Fruchtschale der Walnußfrüchte dunkle, trockne Flecke bildend; Pykniden punktförmig, schwarz; Sporen spindelförmig, farblos.

Auf Morus.

29. *Phoma Morum Sacc.*, auf noch lebenden Zweigen von *Morus alba*, in Italien im Frühlinge 1884 häufig und schädlich nach Saccardo¹⁾.

Auf Citrus.

30. *Phoma eustaga Penz. et Sacc.*, auf bleichen Blattflecken von *Citrus Limonum* in Italien.

31. *Dendrophoma valsispora Penz.*, auf trocknen Blattflecken von *Citrus Limonum* in Italien.

Auf Epheu.

32. *Phoma hederacea Arc.*, auf Blättern des Epheus in Italien.

Auf Äpfeln.

33. *Phoma pomorum Thüm.*, auf reifen Äpfeln, auf runden weißen, trocknen Flecken.

Auf Aprikosen.

34. *Phoma Armeniacae Thüm.*, erzeugt auf den fast reifen Früchten der Aprikosen rundliche, weiße, dann schmutziggraue Flecke, auf denen punktförmige, schwarze Pykniden stehen; Sporen oval, farblos oder hellgrau, 0,002—0,003 mm lang.

Auf
Hardenbergia.

35. *Phoma Hardenbergiae Penz. et Sacc.*, auf den Blättern von *Hardenbergia ovata* trockne Flecke erzeugend, wodurch die Blätter getötet werden; in Italien.

Auf Oliven.

36. *Phoma Oleae Sacc.*, auf den Früchten des Ölbaumes in Italien harte, schwarze, runde Flecke erzeugend, Sporen 0,0045 mm lang, und *Phoma incompta Sacc. et Mort.*, ebendaselbst, auf rötlichen Flecken, Sporen 0,006—0,008 mm lang.

37. *Phoma Olivarum Thüm.*, auf Früchten des Ölbaumes in Österreich; Sporen 0,003—0,005 mm lang.

38. *Phoma dalmatica Sacc.*, ebendaselbst, Sporen 0,022 mm lang.

Auf Hoya.

39. *Phoma Bolleana Thüm.*, auf trocknen Blattflecken von *Hoya carnosa* in Gewächshäusern in Görz.

Auf Kartoffeln.

40. *Phoma solanicola Prill. et Delacr.*, auf den Stengeln der Kartoffelpflanze (Richter's Imperator) weiße oder gelbliche, große, ovale Flecke erzeugend; die Pykniden brechen nur mit ihren Halsen hervor. Die eiförmigen, farblosen Sporen sind 0,0075 mm lang und 0,003 mm breit. Der Pilz wurde in Frankreich von Prillieur und Delacroix²⁾ beobachtet.

Auf Kürbis.

41. *Phoma Cucurbitacearum Sacc.*, bildet kleine, schwarze Flecken auf den Kürbisfrüchten; Pykniden aus der Epidermis hervorragend; Sporen oblong, 0,0075 mm lang.

¹⁾ Boll. mens. di Bachicoltura. Padua 1884, Nr. 4, pag. 15.

²⁾ Bull. Soc. Mycol. de France VI. 1890, pag. 174.

42. *Phoma subvelata* Sacc., wie der vorige Pilz auf den Früchten der Kürbisse, Pykniden von der Epidermis bedeckt; Sporen oblong, cylindrisch, in der Mitte etwas eingeschnürt, 0,008—0,009 mm lang.

43. *Phoma decorticans* de Not., auf den Früchten der Gurke kleine, Auf Gurke. schwarze Pünktchen bildend, welche von der später zerreißen den Epidermis bedeckt sind; Sporen oblong-spindelförmig, farblos, 0,010 mm lang.

44. *Phoma Hieracii* Rostr., auf den Blättern von Hieracium Auf Hieracium, prenanthoides in Grönland.

V. Sphaeronema. Fr.

Die Sporen stimmen mit denen von *Phoma* überein, die Pykniden Sphaeronema. sind in der Unterlage eingesenkt oder mehr oder weniger oberflächlich und unterscheiden sich von denen von *Phoma* durch eine halbförmig verlängerte Mündung.

1. *Sphaeronema fimbriatum* Sacc., auf den Knollen von Batatas Auf Bataten. edulis, welche dadurch erkranken, in Nordamerika. Die Pykniden besitzen einen gewimperten Mündungshals; die Sporen sind fuglig-elliptisch, farblos, 0,005—0,009 mm lang.

2. *Sphaeronema Lycopersici* Plover., auf Früchten der Tomaten Auf Tomaten. in England, mit kreisförmig angeordneten Pykniden; Sporen cylindrisch, 0,010 mm lang.

VI. Chaetophoma Cooke.

Die Pykniden sind denen von *Phoma* in Bau und Sporen im Chaetophoma. wesentlichen gleich, sitzen aber oberflächlich auf dem Pflanzenteile auf einem sichtbaren, braunfädigen Myceliumgeflecht. Es sind wohl meist Pykniden der Gattung Capnodium oder Meliola (S. 270 und 276); von den folgenden Arten sind noch keine Perithezien bekannt.

1. *Chaetophoma Musae* Cooke, auf braunschwarzen Flecken der Auf Musa. Blätter von Musa, zugleich mit Cladosporium-Conidienträgern.

2. *Chaetophoma Sabal* Cooke, bildet sammetartige, braune Flecke Auf Sabal. auf Sabal, zugleich mit Macrosporium-Conidienträgern.

3. *Chaetophoma Cycadis* Cooke, auf braunen Flecken an der Auf Cycas. Unterseite der Fiedern von Cycas, ebenfalls mit Macrosporium-Conidienträgern.

VII. Asteroma DC.

Kleine, schwarze, aus dem Pflanzenteile hervorragende, kugelige Asteroma. Pykniden sitzen dicht beisammen auf einem schwarzen oder braunen Mycelium, welches strahlig verlaufende, am Rande sternartig ausstrahlende, in den Pflanzenteil eingewachsene Fäden darstellt; Sporen einzellig, farblos, eiförmig oder kurz cylindrisch. Diese Pilze erscheinen als strahlig-faserige, schwarze Flecke auf den Blättern, doch meist auf toten Teilen; nur die parasitischen sind hier erwähnt.

1. *Asteroma Brassicae* Chev., bildet bleiche Flecke auf den Blättern Auf Kohl. des Kohls, auf deren Mitte die sternförmig angeordneten Pykniden stehen, die vielleicht zu *Sphaerella brassicaecola* (S. 311) gehören.

- Auf *Erysimum*. 2. *Asteroma Alliariae Fockel*, auf Blättern von *Erysimum Alliariae*.
- Auf *Dentaria*. 3. *Asteroma radiatum Fockel*, auf Blättern von *Dentaria pentaphyllum*.
- Auf *Ulmus*. 4. *Asteroma Ulmi Grev.* (*Piggotia astroidea B. et Br.*), auf Blättern von *Ulmus campestris*.
- Auf *Populus*. 5. *Asteroma Fockelii Sacc.*, auf der Unterseite der Blätter von *Populus tremula* und *monilioides*.
- Auf *Dianthus*. 6. *Asteroma Dianthi Cooke*, auf Blättern und Stengeln von *Dianthus*.
- Auf Himbeeren. 7. *Asteroma Rubi Fockel*, bildet olivenbraune, feinfaserige Flecke auf den Zweigen der Himbeere.
- Auf Rosen. 8. *Asteroma punctiforme Berk.*, auf den Blättern der Rosen in Nordamerika.
- Auf Mispeln. 9. *Asteroma Mespili Rob. et Desm.*, bildet rundliche, am Rande strahlige, braune Flecke auf den beiden Blattseiten der Mispeln.
- Auf Apfel-, Birnbaum etc. 10. *Asteroma geographicum Desm.*, bildet auf der Oberseite der Blätter des Apfelbaumes, Birnbaumes, von *Sorbus Aria* und *torminalis*, auch auf *Prunus serotina*, *virginiana* etc. schwärzliche Flecke, die aus sandfartenähnlich durcheinander laufenden schwarzen Linien gebildet werden; Sporen oblong, 0,02 mm lang.
- Auf *Prunella*. 11. *Asteroma Prunellae Pert.*, auf Stengeln, Blättern und Kelchen von *Prunella vulgaris*.
- Auf *Tussilago*. 12. *Asteroma impressum Fockel*, auf Blättern von *Tussilago Farfara*.
- Auf *Solidago*. 13. *Asteroma Solidaginis Cke.*, auf *Solidago elliptica* in Niew.

VIII. *Vermicularia Fr.*

- Vermicularia*. Die schwarzen, kugeligen oder kegelförmigen Pykniden sitzen ziemlich oberflächlich und sind mit langen, starren, durch Quervände gegliederten, dunkelbraunen Borsten bekleidet; die Sporen sind einzellig, farblos, spindelförmig oder cylindrisch. Die meisten Arten sind saprophyt und bleiben hier unberücksichtigt.
- Auf *Colchicum*. 1. *Vermicularia circinans Berk.*, erzeugt graubraune, trockne Flecke auf Blättern und Stengeln der Zwiebeln, auf denen die sehr kleinen punktförmigen, schwarzen Pykniden freisförmig angeordnet stehen. Sporen oblong, schwach gekrümmt.
2. *Vermicularia Schoenoprasi Fockel*, auf Blättern und Zwiebeln von *Allium Schoenoprasum*.
- Auf *Trillium*. 3. *Vermicularia Colchici Fockel*, auf Blättern von *Colchicum autumnale*.
4. *Vermicularia Peckii Sacc.*, auf Blättern von *Trillium erythrocarpum* in Amerika.
- Auf *Ficus*. 5. *Vermicularia religiosa Thüm.*, auf Blättern von *Ficus religiosa*.
- Auf Stachelbeeren. 6. *Vermicularia Grossulariae Fockel*, auf halbreifen Stachelbeeren, anfangs kleine, schnell sich vergrößernde, braune Flecke bildend, welche ein frühes Abfallen der Früchte zur Folge haben. Auf den Flecken

brechen die Pykniden als zahlreiche, kleine, dunkelolivbraune, konvexe, runde Wärschen hervor, welche dicht mit ebenso gefärbten Haaren bedeckt sind. Die Sporen sind spindelförmig, gekrümmt, 0,02 mm lang.

7. *Vermicularia trichella* Fr., auf braunen, sich vergrößernden Flecken der Blätter des Apfelbaums, Birnbaums u.; Sporen gekrümmt, spindelförmig, 0,016–0,025 mm lang. Auf Apfel-,
Birnbaum u.

8. *Vermicularia atramentaria* Berk. et Br., bildet strahlige schwarze Flecke auf den Stengeln der Kartoffel, auf denen die kleinen, punktförmigen, schwarzen, langborstigen Pykniden gesellig stehen; Sporen kurz cylindrisch. Auf Kartoffeln.

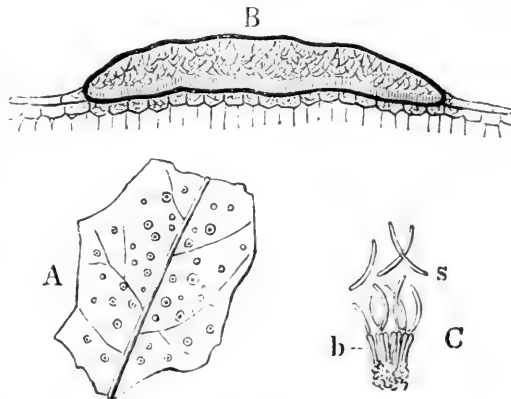
9. *Vermicularia Ipomoeae* Schw., auf Stengeln von *Ipomoea* purpurea und coccinea. Auf Ipomoea.

10. *Vermicularia Cucurbitae* Cooke, auf Früchten der Kürbisse. Auf Kürbissen.

IX. *Discosia* Lib.

Die Pykniden sind im Umriss rund, aber sehr flach konver, schildförmig, schwarz, zwischen der Epidermis und der Cuticula eingewachsen, zuletzt am Scheitel unregelmäßig sich öffnend, auf ihrem Boden das Sporenlager tragend (Fig. 74); die Sporen sind gekrümmt, cylindrisch, einzellig, farblos, an der Spitze oft mit einem feinen wimperartigen Anhängsel.

Discosia.



Auf Alnus.

Fig. 74.

Discosia alnea Fr. (*Sphaeria alnea* Link., *Dothidea alnea* Fr.) bildet auf lebenden Blättern von *Alnus glutinosa* und *incana* kohlschwarze, glänzende, runde Pünktchen von $\frac{1}{5}$ bis $\frac{1}{4}$ mm Durchmesser, welche in großer Anzahl nahe beisammen auf einem Teile des Blattes stehen oder über das ganze Blatt sich verbreiten, zahlreicher auf der Ober- als auf der Unter-

Discosia alnea. A Stück eines Erlenblattes mit Pykniden. B Durchschnitt durch eine Stelle eines Blattes mit darauf sitzender, flach konvexer Pyknidie, im Innern derselben zahlreiche Sporen, schwach vergrößert. C ein Stückchen des Sporenlagers in der Pyknide, bei b die sporenbildenden Zellen, bei s Sporen. Stark vergrößert.

seite. Diese Pykniden bilden sich zwischen der Cuticula und der eigentlichen Epidermis, welche darunter oft bis zur Unkenntlichkeit zusammengedrückt wird. Das Mycelium befindet sich im Innern des Blattes. Die befallenen Blattstellen erhalten sich ziemlich lange grün; später werden sie allmählich mehr gelb, während der übrige Teil des Blattes gesund bleibt. Einen erheblichen Schaden dürfte dieser Parasit nicht verursachen. Ob der Pilz den Spermogonienzustand von *Gnomonia tubaeformis*, welche sich auf toten Erlenblättern bildet, darstellt, wie Fockel annimmt, ist durch entwickelungsgeschichtliche Untersuchungen bisher nicht erwiesen.

X. Leptothyrium Schm. et Kze., und Sacidium Nees.

Leptothyrium
und Sacidium.

Die Pykniden sind ganz flach schildförmig, ohne eigentliche Mündung wie bei der vorigen Gattung, die Sporen einzellig, farblos. Den Namen *Sacidium* will Saccardo für diejenigen Formen gewählt wissen, deren Pyknidenwand eine deutlich zellige Struktur zeigt; doch dürfte dieses Merkmal keinen sicheren Unterschied gewähren. Die meisten Arten sind saprophyt.

Auf Cycas.

1. *Leptothyrium Cycadis* Pass., auf trockenen, weißlichen Flecken der Blätter von *Cycas revoluta* im botanischen Garten zu Parma.

Auf Fichten
und Kiefern.

2. *Leptothyrium Pini* Sacc., auf den Nadeln von Fichten und Kiefern.

Auf Luzula.

3. *Leptothyrium subtectum* Sacc., auf Blättern von *Luzula* in Italien.

Auf Corylus.

4. *Leptothyrium Coryli* Lib., auf Blättern von *Corylus Avellana*.

Auf Quercus.

5. *Leptothyrium dryinum* Sacc., auf Blättern von *Quercus pedunculata* in Italien.

Auf Castanea.

6. *Leptothyrium castanicolum* Ell. et Ev., auf den Blättern von *Castanea vesca* in Nordamerika.

Auf Alnus.

7. *Leptothyrium alneum* Sacc., auf Blättern von *Alnus*.

Auf Salix.

8. *Sacidium Venetum* Speg., auf Blättern von *Salix purpurea* in Italien.

Auf Populus.

9. *Leptothyrium Populi* Fuckel, auf Blättern von *Populus nigra* und *pyramidalis*.

Auf

Chenopodium.

10. *Sacidium Chenopodii* Nees., auf Blättern von *Chenopodium viride* in Holland.

Auf Brassica.

11. *Leptothyrium Brassicae* Pr., auf Blättern von *Brassica oleracea*.

Auf Buxus.

12. *Leptothyrium Buxi* Cooke et Mass., auf weißen Flecken der Blätter von *Buxus sempervirens* in Frankreich.

Auf Acer.

13. *Leptothyrium acerinum* Corda, auf Blättern von *Acer campestre* und *platanoides*.

Auf Aristolochia.

14. *Sacidium Spegazzianum* Sacc., auf Blättern von *Aristolochia Clematitis* etc. in Italien.

Auf Spiraea.

15. *Sacidium Ulmariae* Sacc. et Roum., auf *Spiraea Ulmaria* in den Urdenen.

Auf

Potentilla etc.

16. *Leptothyrium macrothecium* Fuckel, auf Blättern von *Potentilla*, *Rubus*, *Rosa* etc.

Auf Rubus.

17. *Leptothyrium Rubi* Sacc., auf Blättern von *Rubus* in Frankreich.

18. *Sacidium versicolor* Desm., auf Zweigen von *Rubus fruticosus* in Frankreich.

Auf Äpfeln.

19. *Leptothyrium Pomi* Sacc., auf der Schale der Apfelsfrüchte, wo die zahlreichen Pykniden wie kleine schwarze Punkte beisammenstehen, ohne daß die Fruchtschale sich entfärbt.

Auf Prunus.

20. *Leptothyrium Libertianum* Sacc., auf Blättern von *Prunus Padus*.

Auf Medicago.

21. *Leptothyrium Medicagoe* Pass., auf Stengeln von *Medicago sativa* in Italien.

22. *Leptothyrium Melampyri* Bäuml., auf den Blättern von *Melampyrum nemorosum* in Ungarn. Auf *Melampyrum*.
23. *Leptothyrium discoideum* Sacc., auf Blättern des Kaffeestrauches in Venezuela. Auf Kaffeestrauch.
24. *Leptothyrium Periclymeni* Sacc., auf Blättern von *Lonicera Xylosteum* und *Caprifolium*. Auf *Lonicera*.
25. *Leptothyrium asterinum* B. et Br., auf Blättern von *Aster Tripolium* in England. Auf *Aster*.

XI. *Cryptosporium* Corda.

Die Pylkniden sind niedergedrückt kegelförmig, mit flacher Basis, dem Pflanzenteile eingewachsen und in der Mitte mit pustelförmiger Mündung hervorbrechend, aber die Wand der Pylknide ist nicht von Pilzgewebe, sondern von dem Pflanzengewebe selbst gebildet. Die Sporen spindelig-fichelförmig, einzellig, farblos. Die meisten Arten kommen saprophyt an toten Pflanzenteilen vor. *Cryptosporium*.

1. *Cryptosporium nigrum* Bon., erzeugt auf den Blättern des Walnußbaumes dunkelbraune, scharf abgegrenzte rundliche oder eckige Flecke. Auf Walnußbaum.
2. *Cryptosporium viride* Bon., auf Blättern des Apfelbaumes, von *Sorbus* etc. Auf Apfelbaum.

XII. *Melasmia*. Lév.

Die flach eingedrückten Pylkniden, welche ohne Mündung sind oder spaltenförmig sich öffnen, sitzen in einem schwarzen Stroma, welches unregelmäßig im Blatte ausgebreitet ist, wie bei *Rhytisma* (s. unten), zu welcher Gattung diese Formen wohl als Conidienfrüchte gehören. *Melasmia*.

1. *Melasmia Berberidis* Thüm. et Wint., auf braunen Flecken auf der Blattoberseite von *Berberis vulgaris* in Österreich. Auf *Berberis*.
2. *Melasmia Aviculariae* West., auf schwarzen Blattflecken von *Polygonum aviculare* in Belgien. Auf *Polygonum*.
3. *Melasmia acerina* Lév., und *Melasmia punctata* Sacc. et Roum., auf den Blättern von *Acer*. wahrscheinlich zu *Rhytisma acerinum* (s. unten) gehörig. Auf *Acer*.
4. *Melasmia Empetri* Magn., bildet schwarze, nur wenige Pylkniden enthaltende Pusteln auf den jungen Zweiglein von *Empetrum nigrum*, auf der Insel Wollin¹⁾. Auf *Empetrum*.

XIII. *Fusicoccum* Corda.

Die Pylkniden sind inwendig mehr oder weniger deutlich mehrfächerig; die Sporen spindelförmig, einzellig, farblos. *Fusicoccum*.

Fusicoccum abietinum Prill. et Delacr. (*Phoma abietina* R. Hart.), der Tannennrindenpilz, befällt die Rinde schwächerer und stärkerer Zweige und der Hauptare jüngerer bis armesdicker Tannen und bewirkt Bleichen und Vertrocknen der Rinde meist rings um den Zweig herum, infolgedessen der Ast oberhalb der frankten Stelle absterbt. Auf der abgestorbenen Tannennrindenpilz.

¹⁾ Vergl. Magnus in Berichte d. deutsch. bot. Ges. 1885, pag. 104.

Rinde treten zahlreiche kleine, schwarze, rundliche, innen mehrfächerige Pykniden hervor, in denen zahlreiche kleine, einzellige, kurz spindelförmige, farblose Conidien erzeugt werden, die in Wasser leicht auskeimen. Die Krankheit wurde zuerst von R. Hartig¹⁾ sehr häufig im Bayerischen Walde, auch im Schwarzwalde und in den bayerischen Alpen beobachtet. Peritheecien eines Ascomyceten waren nie zu finden; auch der Zusammenhang mit der häufig dabei auftretenden *Peziza calycina* blieb R. Hartig zweifelhaft. Rehm²⁾ stellt jedoch diesen Pilz als Conidienform zu *Dasysepha calyciformis*.

XIV. *Ascochyta* Lib.

Ascochyta

Die Pykniden gleichen denen von *Phyllosticta* (S. 386), indem sie kleine, kugelige oder linsenförmige, von einer dünnen Haut vollständig umschlossene, unter der Cuticula oder der Epidermis eingewachsene, mit einem deutlichen Porus auf ihrem Scheitel nach außen sich öffnende Säckchen darstellen. Die Sporen sind ebenfalls meist farblos, aber zweizellig, eiförmig oder oblong. Diese Pilze bringen ebenfalls vorwiegend an Blättern franke Stellen, von größerer oder geringerer Ausdehnung, nicht selten scharf umschriebene franke Blattflecken hervor.

Auf Gramineen

1. Auf Gramineen. a) *Ascochyta graminicola* Sacc., bildet auf den Blättern des französischen Raygrases und des Honiggrases gelbe, später braun werdende Flecke von verschiedener Ausdehnung, auf denen die punktförmigen, bis 0,1 mm großen schwarzen Pykniden gesellig sitzen; Sporen eispindelförmig, 0,010—0,018 mm lang. Auch auf *Brachypodium*, *Triticum repens*, *Molinia* und *Psamma* beobachtet. Im Jahre 1894 habe ich den Pilz in Deutschland auf kranken Weizenblättern in Begleitung der *Leptosphaeria Tritici* und anderer Weizenpilze, sowie auch auf den untern Blättern des Roggens zusammen mit *Leptosphaeria herpotrichoides* und *Sphaerella basicola* gefunden.

b) *Ascochyta calamagrostidis* Brun., auf *Calamagrostis* in Frankreich.

c) *Ascochyta perforans* Sacc., auf *Ammophila arundinacea* in Belgien.

d) *Ascochyta Ischaemi* Sacc., auf *Andropogon Ischaemum* in Italien.

e) *Ascochyta zeina* Sacc., erzeugt rote langgezogene Flecke auf der Blattoberseite des Mais in Oberitalien; Sporen länglich-elliptisch, in der Mitte etwas eingeschnürt, 0,018 mm lang.

f) *Ascochyta sorghina* Sacc., erzeugt längliche, braune Flecke auf den Blättern von Sorgho; Sporen wie bei voriger, 0,020 mm lang.

g) *Ascochyta Sorghi* Sacc., soll von voriger durch kleine Pykniden und 0,014 mm lange Sporen abweichen.

h) *Ascochyta Oryzae* Catt., auf den Blättern des Reis.

¹⁾ Verh. d. Baumkrankheiten, 2. Aufl. Berlin 1889, pag. 124.

²⁾ Rabenhorst, Kryptog.-Flora I. 3. Abt., pag. 835.

2. Auf Cyperaceen. a) *Ascochyta decipiens* *Traill.*, auf Heleo-Auf Cyperaceen. charis in Schottland.
- b) *Ascochyta lacustris* *Pass.*, auf *Scirpus lacustris* in Italien.
3. Auf Juncaceen. *Ascochyta teretirscula* *Sacc. et Roum.*, auf Auf Juncaceen. Blättern von *Luzula* in den Urdenen.
4. Auf Eiliaceen. *Ascochyta Erythronii* *Sacc.*, auf den Blättern Auf Eiliaceen. von *Erythronium* in Italien.
5. Auf Frideen. a) *Ascochyta Iridis* *Oud.*, auf den Blättern von Auf Frideen. *Iris Pseudacorus* in Holland.
- b) *Ascochyta Quercus* *Sacc.*, auf den Blättern von *Quercus*.
6. Auf Cupuliferen. *Ascochyta Coryli* *Sacc.*, auf den Blättern Auf Cupuliferen. von *Corylus*.
7. Auf Betulaceen. *Ascochyta carpineae* *Sacc.*, auf den Blättern Auf Betulaceen. von *Carpinus*.
8. Auf Salicaceen. a) *Ascochyta populina* *Sacc.*, auf den Auf Salicaceen. Blättern von *Populus*.
- b) *Ascochyta Tremulae* *Thüm.*, auf den Blättern von *Populus tremula*.
- c) *Ascochyta Vitellinae* *Pass.*, auf *Salix vitellina* und *Ascochyta salicicola* *Pass.*, auf *Salix alba*, beide in Frankreich.
9. Auf Ulmaceen. *Ascochyta ulmella* *Sacc.*, auf den Blättern Auf Ulmaceen. von *Ulmus*.
10. Auf Urticaceen. *Ascochyta Parietariae* *Roum. et Fautr.*, Auf Urticaceen. auf *Parietaria officinalis* in Frankreich.
11. Auf Polygonaceen. *Ascochyta Fagopyri* *Thüm.*, auf Auf trockenen Stengeln vom Buchweizen in Görz. Polygonaceen.
12. Auf Chenopodiaceen. a) *Ascochyta Betae* *Prill. et Delacr.*, Auf auf den Blattstielen von *Beta vulgaris*. Chenopodiaceen.
- b) *Ascochyta Atriplicis* *Desm.*, auf *Atriplex*.
13. Auf Caryophyllaceen. a) *Ascochyta Saponariae* *Fuckel*, Auf auf *Saponaria officinalis*. Caryophyllaceen.
- b) *Ascochyta Dianthi* *Berk.*, auf den Blättern von *Dianthus*.
14. Auf Ranunculaceen. a) *Ascochyta clematidina* *Thüm.*, Auf auf den Blättern von *Clematis glauca* in Sibirien. Ranunculaceen.
- b) *Ascochyta Hellebori* *Sacc.*, auf den Blättern von *Helleborus*.
- c) *Ascochyta Trollii* *Thüm.*, auf *Trollius europaeus* in Sibirien.
- d) *Ascochyta Aquilegiae* *Sacc.*, auf den Blättern von *Aquilegia*.
15. Auf Anonaceen. *Ascochyta Cherimoliae* *Thüm.*, auf den Auf Anonaceen. Blättern von *Anona Cherimolia*.
16. Auf Nymphaeaceen. *Ascochyta Nymphaeae* *Pass.*, auf den Auf Blättern von *Nymphaea* in Italien. Nymphaeaceen.
17. Auf Cruciferen. a) *Ascochyta Brassicae* *Thüm.*, auf Auf schmutzig gelbgrauen Flecken der Blätter des Kohls; Pytniden auf der Blattoberseite hervorragend; Sporen spindelförmig, gerade, 0,015—0,016 mm lang. In Portugal.
- b) *Ascochyta Armoraciae* *Fuckel*, auf trockenen Blattflecken des Meerrettigs.
- c) *Ascochyta Drabae* *Oud.*, auf *Draba alpina* in Norwegen.
- d) *Ascochyta Thlaspeos* *Rich.*, auf *Thlaspi perfoliatum* in Frankreich.

- Auf Papaveraceen. 18. Auf Papaveraceen. *Ascochyta Papaveris* Oud., auf *Papaver nudicaule* in Nowaja Semlja.
- Auf Violaceen. 19. Auf Violaceen. *Ascochyta Violae* Sacc., auf den Blättern von *Viola*.
- Auf Ternstroemiaceen. 20. Auf Ternstroemiaceen. *Ascochyta Camelliae* Pass., auf *Camellia japonica* in Frankreich; *Ascochyta heterophragmia* Pass., auf *Camellia* in Italien.
- Auf Hypericaceen. 21. Auf Hypericaceen. *Ascochyta Hyperici* Lasch., auf Blättern von *Hypericum perforatum*.
- Auf Murrantiaceen. 22. Auf Murrantiaceen. a) *Ascochyta Citri* Penz., auf den Blättern der Citrus-Arten.
b) *Ascochyta Hesperidearum*, Penz., und *Ascochyta bombycina* Penz. et Sacc., auf Blättern von *Citrus Limonum* in Italien.
- Auf Vitaceen. 23. Auf Vitaceen. a) *Ascochyta ampelina* Sacc., an Blättern und Ranken des Weinstocks edige, trockene, weißliche Flecke bildend, die oberseits mit einem braunen Rande umgeben sind; Pykniden 0,07 mm im Durchmesser, Sporen länglich-spindelförmig, hell olivgrün, 0,010 mm lang.
b) *Ascochyta Ellisii* Thüm., auf Blättern von *Vitis Labrusca*, ist jedoch nach Viala identisch mit *Phoma uvicola*.
- Auf Buxaceen. 24. Auf Buxaceen. *Ascochyta buxina* Sacc., auf den Blättern von *Buxus sempervirens*.
- Auf Malvaceen. 25. Auf Malvaceen. a) *Ascochyta althaeina* Sacc., auf *Althaea officinalis*.
b) *Ascochyta parasitica* Fautr., auf *Althaea rosea*.
c) *Ascochyta malvicola* Sacc., auf *Malva silvestris* in Italien.
- Auf Aceraceen. 26. Auf Aceraceen. *Ascochyta arenaria* Lév., auf *Acer campestre* in Rußland.
- Auf Garryaceen. 27. Auf Garryaceen. *Ascochyta Garryae* Sacc., auf Blättern von *Garrya elliptica* in Frankreich.
- Auf Rhamnaceen. 28. Auf Rhamnaceen. *Ascochyta Paliuri* Sacc., auf Blättern von *Paliurus aculeatus* in Italien.
- Auf Cornaceen. 29. Auf Cornaceen. *Ascochyta cornicola* Sacc., auf Blättern von *Cornus sanguinea* in Italien.
- Auf Umbelliferen. 30. Auf Umbelliferen. a) *Ascochyta anethicola* Sacc., auf den Blättern von *Anethum* in Frankreich.
b) *Ascochyta Bupleuri* Thüm., auf *Bupleurum falcatum*.
c) *Ascochyta phomoides* Sacc., auf Stengeln von *Eryngium* in Frankreich.
- Auf Araliaceen. 31. Auf Araliaceen. *Ascochyta maculans* Fuckel, auf den Blättern von *Hedera Helix*.
- Auf Aristolochiaceen. 32. Auf Aristolochiaceen. *Ascochyta Aristolochiae* Sacc., auf Blättern von *Aristolochia Clematitis* in Italien.
- Auf Calycanthaceen. 33. Auf Calycanthaceen. *Ascochyta Calycanthi* Sacc., auf Blättern von *Calycanthus floridus* in Italien.
- Auf Elaeagnaceen. 34. Auf Elaeagnaceen. *Ascochyta Elaeagni* Sacc., auf Blättern von *Elaeagnus*.
- Auf Myrtaceen. 35. Auf Myrtaceen. *Ascochyta Puiggarii* Speg., auf Blättern von Myrtaceen.
- Auf Philadelphaceen. 36. Auf Philadelphaceen. *Ascochyta Philadelphi* Sacc., auf Blättern von *Philadelphus*.

37. Auf Rosaceen. a) *Ascochyta Fragariae* Sacc., auf Blättern Auf Rosaceen. von *Fragaria*. Ob der Pilz zu *Sphaerella Fragariae* (S. 312) gehört, ist zweifelhaft.

b) *Ascochyta colorata* Peck., auf *Fragaria virginiana* in Nordamerika.

c) *Ascochyta Potentillarum* Sacc., auf *Potentilla reptans* in Italien.

d) *Ascochyta rosicola* Sacc., auf Blättern von *Rosa muscosa* in Italien.

e) *Ascochyta Feuilleauboisisiana* Sacc. et Roum., auf Blättern von *Rubus*-Arten in den Urdenen.

38. Auf Spiräceen. *Ascochyta obducens* Fuckel, auf *Spiraea* Auf Spiräceen. *Ulmaria*.

39. Auf Pomaceen. a) *Ascochyta piricola* Sacc., auf trocknen, Auf Pomaceen. weißlichen, braunberandeten Flecken der Blätter des Birnbaums; Sporen oblong, zweizellig, hell olivenfarbig, 0,01 mm lang. Soll als Pyknidenform zu *Leptosphaeria Lucilla* Sacc., die auf abgestorbenen Birnblättern vorkommt, gehören, und würde dann auch mit *Septoria piricola* Desm., (s. unten) spezifisch identisch sein.

b) *Ascochyta Crataegi* Fuckel, auf Blättern von *Crataegus*.

c) *Ascochyta Mespili* Pass., auf braunen, dann in der Mitte grau werdenden Flecken der Blätter von *Mespilus*; Sporen elliptisch, bloß olivengrün, 0,010 mm lang. In Frankreich.

40. Auf Amygdalaceen. *Ascochyta chlorospora* Speg., auf Auf grauen Flecken der Blätter von *Prunus domestica*; Sporen elliptisch, in Amygdalaceen. der Mitte eingeschnürt, hell grünlich, 0,010—0,012 mm lang. In Oberitalien.

41. Auf Leguminosen. a) *Ascochyta leguminum* Sacc., auf Auf Leguminosen. den Hülsen von *Cytisus Laburnum* in Frankreich.

b) *Ascochyta Pisi* Lib., auf braunen Flecken der Hülsen der Erbsen, auch an Blättern und Stengeln; Sporen länglich, in der Mitte etwas eingeschnürt, farblos, 0,014—0,016 mm lang. Der Pilz ist in Deutschland nicht selten, 1889 auch in Rom von Cuboni¹⁾ sehr verbreitet beobachtet worden. Der Pilz geht gerade sowie *Gloeosporium Lindemuthianum* (S. 380) aus der Hülse bis in die Samen, welche trotzdem keimfähig ausgebildet werden, aber dann bei ihrer Keimung den Pilz auf die jungen Pflanzen übertragen.

c) *Ascochyta Lathyri* Traill., auf *Lathyrus silvestris* in Schottland; Sporen cylindrisch, 0,008—0,010 mm lang.

d) *Ascochyta Viciae* Lib., auf roten Flecken der Blätter von *Vicia sepium*, Sporen länglich-eiförmig, 0,012—0,014 mm lang.

e) *Ascochyta vicicola* Sacc., auf bleichen, rotgefäunten Flecken der Blätter und Hülsen von *Vicia sepium*; Sporen fast cylindrisch, gelblich, 0,013—0,016 mm lang.

f) *Ascochyta Orobi* Sacc., auf Blättern von *Orobis vernus* und *lathyroides*.

g) *Ascochyta Phaseolorum* Sacc., auf großen, gelben Flecken der Blätter von *Phaseolus*; Sporen oblong, in der Mitte eingeschnürt, farblos,

¹⁾ Bulletino di Notizie agrarie. 1889, pag. 1220.

0,010 mm lang. In Italien. Es wäre noch zu entscheiden, ob dieser Pilz wirklich spezifisch verschieden von *Ascochyta Pisi* ist. Das Gleiche gilt von dem als *Ascochyta Bolthauseri Sacc.*, beschriebenen Pilz, der in der Schweiz auf Blattflecken von *Phaseolus* beobachtet worden ist, obgleich die Sporen desselben auf 0,022—0,028 mm Länge angegeben werden ¹⁾.

h) *Ascochyta Vulnerariae Fückel*, auf Blättern von *Anthyllis Vulneraria*.

i) *Ascochyta Emeri Sacc.*, auf Blättern von *Coronilla Emerus* in Italien.

k) *Ascochyta Robiniae Sacc.*, auf den Blättern von *Robinia*.

l) *Ascochyta Siliquastri Pass.*, auf Hülsen von *Cercis Siliquastrum* in Italien.

Auf Ericaceen.

42. Auf Ericaceen. *Ascochyta Unedonis Sacc.*, auf Blättern von *Arbutus Unedo* in Frankreich.

Auf Primulaceen.

43. Auf Primulaceen. *Ascochyta Primulae Trail.*, auf *Primula vulgaris* in Schottland.

Auf Oleaceen.

44. Auf Oleaceen. a) *Ascochyta Ligustri Sacc.*, und *Ascochyta ligustrina Pass.*, auf Blättern von *Ligustrum*.

b) *Ascochyta Orni Sacc.*, auf Blättern von *Fraxinus Ornus*.

c) *Ascochyta metulisporea B. et Br.*, auf Blättern von *Fraxinus* in Schottland.

d) *Ascochyta bacilligera Wint.*, auf *Phillyrea angustifolia* in Portugal.

Auf Apocynaceen.

45. Auf Apocynaceen. *Ascochyta Oleandri Sacc.*, auf *Nerium Oleander*.

Auf Gentianaceen

46. Auf Gentianaceen. *Ascochyta Chlorae Sacc. et Speg.*, auf *Chlora perfoliata* in Italien.

Auf

47. Auf Convolvulaceen. *Ascochyta Calystegiae Sacc.*, auf *Calystegia sepium* in Italien.

Auf Solanaceen.

48. Auf Solanaceen. a) *Ascochyta Nicotianae Pass.*, auf unregelmäßigen, trockenen, braunen Flecken der Blätter des Tabaks, in Italien. Sporen eiförmig-länglich, in der Mitte schwach eingeschnürt, farblos.

b) *Ascochyta Daturae Sacc.*, auf den Blättern von *Datura Stramonium*.

c) *Ascochyta Petuniae Speg.*, auf den Blättern von *Petunia* in Italien.

d) *Ascochyta Lycopersici Brun.*, und *Ascochyta socia Pass.*, auf den Blättern von *Solanum Lycopersicum*.

e) *Ascochyta physalina Sacc.*, auf den Blättern von *Physalis Alkekengi* in Italien.

Auf Scrophulariaceen.

49. Auf Scrophulariaceen. a) *Ascochyta Digitalis Fückel*, auf den Blättern von *Digitalis*.

b) *Ascochyta Paulowniae Sacc. et Brun.*, auf Blättern von *Paulownia* in Frankreich.

c) *Ascochyta Verbasci Sacc. et Speg.*, auf Blättern von *Verbascum phlomoides* in Italien.

d) *Ascochyta verbascina Thüm.*, auf *Verbascum sinuatum* in Italien.

¹⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I. 1891, pag. 135.

50. Auf Labiaten. *Ascochyta Lamiorum* Sacc., auf Blättern von *Lamium album* in Italien. Auf Labiaten.
51. Auf Plantaginaceen. *Ascochyta Plantaginis* Sacc. et Speg., auf Blättern von *Plantago major* in Italien. Auf Plantaginaceen.
52. Auf Caprifoliaceen. a) *Ascochyta Periclymeni* Thüm., auf den Blättern von *Lonicera Periclymenum*. Auf Caprifoliaceen.
- b) *Ascochyta tenerrima* Sacc. et Roum., auf *Lonicera tatarica*.
- c) *Ascochyta sarmenticia* Sacc., auf *Lonicera Caprifolium* in Frankreich.
- d) *Ascochyta Weigeliae* Sacc., auf den Blättern von *Weigelia*.
- e) *Ascochyta Viburni* Sacc., auf den Blättern von *Viburnum Opulus*.
- f) *Ascochyta Lantanae* Sacc., auf *Viburnum Lantana*.
- g) *Ascochyta Tini* Sacc., auf *Viburnum Tinus*.
- h) *Ascochyta Sambuci* Sacc., auf den Blättern von *Sambucus*.
- i) *Ascochyta Symphoricarpi* Pass., auf Zweigen von *Symphoricarpus*.
53. Auf Dipfpaceen. *Ascochyta Scabiosae* Rabenh., auf den Blättern von *Scabiosa*. Auf Dipfpaceen.
54. Auf Cucurbitaceen. a) *Ascochyta Elaterii* Sacc., auf Blättern von *Momordica Elaterium* in Italien. Auf Cucurbitaceen.
- b) *Ascochyta Cucumeris* Fautr. et Roum., auf den Blättern der Gurke in Frankreich.
55. Auf Compositen. a) *Ascochyta Lactucae* Rostr., auf *Lactuca sativa* in Dänemark. Auf Compositen.
- b) *Ascochyta Senecionis* Fuckel., auf *Senecio saracenicus*.

XV. Robillarda Sacc.

Diese Gattung stimmt mit *Ascochyta* überein, unterscheidet sich aber durch die langen, borstenförmigen Anhängsel an der Spitze der Sporen. Robillarda.

1. *Robillarda sessilis* Sacc., auf kleinen, rotgesäumten Blattsflecken von *Rubus caesius* in Italien. Auf Rubus.
2. *Robillarda Vitis* Prill. et Delacr., auf runden, rotgesäumten Flecken der Weinblätter in Frankreich. Auf Weinstock.

XVI. Septoria Fr.

Die Pykniden gleichen denen von *Ascochyta*, aber die Sporen sind stäbchen- oder fadenförmig, und meist, wenigstens im Reifezustande, mit mehreren Querscheidewänden versehen, farblos (Fig. 75). Auch diese Pilze bewohnen vorwiegend Blätter und erzeugen meistens Blattsfleckenkrankheiten oder erstrecken sich auch über größere Teile von Blättern und Stengeln, seltener auf Früchte. Von einigen dieser Pilze sind die zugehörigen Ascosporenfrüchte ziemlich sicher bekannt; dieselben gehören den Gattungen *Sphaerella*, *Leptosphaeria*, *Phyllachora*, *Lophodermium* an; von den meisten ist ein solcher Zusammenhang noch nicht erwiesen. Septoria.

Auf
Equisetaceen.

1. Auf Equisetaceen. a) *Septoria Equiseti Desm.* (*Libertella Equiseti Desm.*), schmarozt in den lebenden grünen Stengeln und allen Zweigen von *Equisetum limosum*, *palustre* und *arvense*. Die Pykniden stehen reihenweise in den Furchen der genannten Teile und stoßen weißliche Ranken aus, in denen die Sporen massenhaft enthalten sind. Sie entstehen in der Epidermis, haben daher flache oder wenig konkave Grundfläche, während die Cuticula nach außen gehoben wird. Die ganze Innenwand, besonders die Grundfläche, trägt auf einfachen, cylindrischen Tragzellen die Sporen. Das Mycel ist im ganzen Parenchym verbreitet. Die in der Umgebung der Pykniden befindlichen Zelhäute schwärzen sich, desgleichen auch die Membranen der Gefäßbündelscheide unter der Stelle, wo eine Pyknide ansetzt. Die Stengel und Zweige verlieren bei dieser Krankheit ihre grüne Farbe und werden vorzeitig dürr.

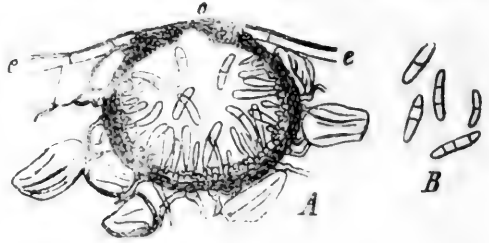


Fig. 75.

Septoria Atriplicis Fockel. A. Durchschnitt durch eine Pyknide in einem Blattfleck von *Atriplex latifolia*. Auf der Innenwand derselben die Sporen in verschiedenen Entwicklungszuständen; o die Stelle, wo die reife Pyknide sich öffnet. e Epidermis. B reife Sporen. 300fach vergrößert.

b) *Septoria equisetaria Karst.*, auf *Equisetum fluviatile* in Finnland.

c) *Septoria octospora Sacc.*, auf den Stengeln von *Equisetum limosum* in Frankreich.

Auf Farnen.

2. Auf Farnen. a) *Septoria aquilina Pass.*, auf *Pteris aquilina* in Italien.

b) *Septoria Scolopendrii Sacc.*, auf *Scolopendrium officinarum* in Italien.

Auf Coniferen.

3. Auf Coniferen. *Septoria Pini Fockel*, auf lebenden Nadeln der Fichte, wo die schwarzen, punktförmigen Pykniden in länglichen Gruppen stehen; es sind nach Fockel die Vorläufer vom *Lophodermium* der Fichte (s. unten). Auf der Fichte wird von H. Hartig auch eine *Septoria parasitica R. Hartig*, angegeben, die sowohl in 2- bis 3-jährigen Saatkämpfen als auch an älteren Fichten auftreten soll¹⁾. Dieser Pilz könnte möglicherweise auch mit dem genannten identisch sein. Er macht die Fichtennadeln braun, worauf dieselben abfallen. Die Pykniden entwickeln sich jedoch an den abgestorbenen Zweigen. Die Sporen sind einzellig, spindelförmig, 0,013–0,015 mm lang.

Auf Gramineen.

4. Auf Gramineen. Auf Angehörigen dieser Familie sind von verschiedenen Beobachtern bereits zahlreiche Formen von *Septoria* beschrieben worden, wobei es zweifelhaft bleibt, ob dieselben alle selbständige Arten darstellen oder zum Teil durch die Verschiedenheit der Nährpflanze oder sonstige äußere Bedingungen modifizierte Formen sind. Auch ist für die meisten derselben der Nachweis, welchem Ascomycet sie angehören, noch zu erbringen. Wir zählen sie nachstehend auf.

¹⁾ Zeitschr. f. Forst- und Jagdwesen 1890, Heft 11, pag. 667.

a) *Septoria Tritici Desm.*, auf Weizen, auch auf *Brachypodium*, *Festuca* und *Glyceria*. Die unteren älteren Blätter und Blattscheiden des Weizens, und zwar der jüngeren und älteren Pflanzen bekommen bleich und trocken werdende, bisweilen braun oder dunkelrot umrandete Flecke oder werden ganz in dieser Weise verfärbt. Auf den toten Teilen erscheinen dann die sehr kleinen, schwarzen Pykniden in großer Zahl, zerstreut stehend. Die Sporen sind cylindrisch-spindelförmig, etwas gekrümmt, 0,060—0,065 mm lang, 0,0035—0,005 mm dick, mit 3 bis 5 Querswänden versehen.

b) *Septoria graminum Desm.* (*Septoria cerealis Pass.*), auf Weizen und Hirse, sowie *Bromus* und *Brachypodium* an den Blättern dieselbe Erkrankung wie der vorige Pilz verursachend; die Pykniden stehen zerstreut oder in Längsreihen; die Sporen sind sehr dünn, fadenförmig, gekrümmt oder hin- und hergebogen, 0,055—0,075 mm lang, 0,001 bis 0,0013 mm dick, ohne Scheidewände. In Italien, Frankreich, Österreich, England, Amerika 1889 von Eriksson¹⁾ auch bei Stockholm beobachtet. Diesen Pilz habe ich in den letzten Jahren auch in Deutschland sehr verbreitet gefunden, und zwar in konstanter Begleitung der schädlichen *Leptosphaeria Tritici* (s. oben S. 302), deren Pyknidenzustand er hiernach zu sein scheint.

c) *Septoria Briosiana Mor.*, auf den Blättern der älteren Weizenpflanze kleine, vertrocknete Flecke erzeugend, auf denen die kleinen, punktförmigen Pykniden stehen, die sehr dünne, gebogene, 0,009—0,01 mm lange, 0,0005—0,0007 mm dicke Sporen ohne Scheidewände enthalten. Ebenfalls bisher nur in Oberitalien beobachtet, jüngst von mir aber auch in Deutschland (in der Neumark u.) am Weizen gefunden.

d. *Septoria nodorum Berk.*, auf den Knoten der Weizenhalme runde vertrocknete Flecke erzeugend; Sporen verlängert oblong, leicht gekrümmt. Nur in England beobachtet.

e) *Septoria glumarum Pass.*, auf den Spelzen des Weizens, mit zerstreut stehenden, punktförmigen Pykniden; Sporen stäbchenförmig, gerade oder gekrümmt, 0,020—0,025 mm lang, 0,003 mm dick, mit Querswänden. Zuerst in Italien gefunden; neuerdings aber auch im Thurgau von Volts-hausen²⁾ beobachtet. Letzterer fand die Sporen noch im folgenden Januar im geheizten Zimmer keimfähig und hält daher diese Sporen für fähig, die Krankheit auf das folgende Jahr zu übertragen. Ich habe den Pilz im Jahre 1894 auch in verschiedenen Gegenden Norddeutschlands, und zwar auf den Blättern des Weizens, zusammen mit *Septoria graminum* und *Leptosphaeria Tritici* gefunden.

f) *Septoria secalis Prill. et Delacr.*, auf den Blättern und Blattscheiden von *Secale cereale*, von Prillieux und Delacroix³⁾ in Frankreich gefunden. Sporen 0,040—0,043 mm lang, kaum gekrümmt.

g) *Septoria Avenae Frank*, auf bleichen Flecken der Blätter und Blattscheiden des Hafers, von mir 1894 in Pommern beobachtet, wobei der Hafer abstarb. Die Pykniden sind 0,13 mm im Durchmesser, die Sporen

¹⁾ Mittheil. a. d. Experimentalfelde d. Königl. Landb. Akad. Nr. 11 Stockholm 1890, refer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. 1. 1891, pag. 28.

²⁾ Ref. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. 1. 1891, pag. 179.

³⁾ Bull. soc. mycol. de France, V. 1889, pag. 124.

0,028—0,043 mm lang, 0,0036 mm dick, stabförmig, gerade oder etwas gekrümmt, mit 2 bis 4 Scheidewänden.

h) *Septoria arundinacea* Sacc., mit stabchenförmigen, kaum gekrümmten, hell olivenfarbenen, 6—7 fach septierten, 0,06—0,07 mm langen Sporen, und *Septoria Phragmitis* Sacc., mit cylindrischen, gekrümmten, farblosen, 0,02—0,03 mm langen Sporen, beide auf länglichen, trockenen, gelblichen oder bräunlichen, braun berandeten Blattflecken von *Phragmites communis*.

i) *Septoria littoralis* Speg., auf der innern Seite der Blattscheiden von *Phragmites communis* in Italien; Sporen 0,05—0,065 mm lang, vierzellig.

k) *Septoria Arundinis* Sacc., auf Halmen von *Phragmites*, in Frankreich; Sporen 0,02 mm lang.

l) *Septoria Donacis* Pass., auf franken Blattflecken von *Arundo Donax* in Oberitalien; Sporen 0,025—0,030 mm lang, spindelförmig.

m) *Septoria oxyspora* Penz. et Sacc., auf Blättern von *Arundo Donax* in Italien; Sporen 0,020—0,023 mm lang.

n) *Septoria Holci* Pass., auf grauen, rundlichen Blattflecken von *Holcus lanatus*: Sporen wurmförmig, mit 3 Querswänden, farblos, 0,020 bis 0,025 mm lang, 0,003 mm dick; in Oberitalien.

o) *Septoria Koeleriae* Cocc. et Mor., auf Blättern von *Koeleria phleoides* in Italien. Sporen 0,046—0,054 mm lang, 0,0015 mm dick, einzellig.

p) *Septoria Melicae* Pass., auf roten Flecken der Blätter von *Melica uniflora* in Italien. Sporen 0,028 mm lang, 0,003 mm dick, vierzellig.

q) *Septoria Calamagrostidis* Sacc., auf *Calamagrostis silvatica*.

r) *Septoria Phalaridis* Cocc. et Mort., auf *Phalaris brachystachys* in Italien.

s) *Septoria Cynodontis* Fuckel, auf *Cynodon Dactylon*; Sporen 0,050—0,065 mm lang, 0,0017—0,002 mm dick.

t) *Septoria macropoda* Pass., auf *Sclerochloa dura* in Italien. Sporen sehr dünn, fadenförmig, einzellig.

u) *Septoria Bromi* Sacc., auf bleichen, länglichen Flecken der Blätter und Spelzen von *Bromus*-Arten, *Brachypodium* und *Alopecurus*; Sporen feurig-fadenförmig, leicht gekrümmt, farblos, 0,05—0,06 mm lang, 0,002 mm dick. In Italien.

v) *Septoria affinis* Sacc., auf mißfarbigen, trockenen Flecken der Spelzen von *Bromus mollis*: Sporen stabchenförmig, mit 4—5 Querswänden, sehr hell grünlich, 0,025—0,030 mm lang, 0,002—0,0025 mm dick. In Italien.

w) *Septoria Oudemansii* Sacc., auf Halmen von *Poa nemoralis* in Holland. Sporen 0,012 mm lang, zweizellig.

x) *Septoria Bellunensis* Speg., auf *Molinia coerulea* in Italien; Sporen 0,02—0,03 mm lang, ein- oder mehrzellig.

y) *Septoria Brachypodii* Pass. und *Septoria silvatica* Pass., auf *Brachypodium silvaticum* in Italien, erster mit 0,045—0,055 mm, letztere mit 0,028—0,030 mm langen Sporen.

z) *Septoria gracilis* Pass., auf Blättern von *Triticum repens* in Italien. Sporen 0,010—0,012 mm lang, 0,0007 mm dick, einzellig.

z a) *Septoria Passerinii* Sacc., auf Blättern von *Hordeum murinum* und Ähren von *Lolium perenne* in Italien; Sporen 0,03—0,045 mm lang und 0,002 mm dick, einzellig.

z b) *Septoria Lolii* Sacc., auf den Spelzen von *Lolium perenne* in Frankreich.

z c) *Septoria Grylli* Sacc., auf *Andropogon Gryllus* in Italien, Sporen 0,075—0,085 mm lang, fadenförmig.

z d) *Septoria Oryzae* Catt., auf Blättern und Blattstcheiden von *Oryza sativa* in Oberitalien; Sporen 0,021 mm lang, 4 zellig.

5. Auf Cyperaceen. a) *Septoria caricicola* Sacc., auf Blättern Auf Cyperaceen. von *Carex riparia* in Italien.

b) *Septoria caricinella* Sacc. et Roum., auf Blättern von *Carex depauperata* in den Ardennen.

c) *Septoria Scirpi* Sacc., auf den Halmen von *Scirpus lacustris* in Italien.

d) *Septoria Debauxii* Roum., auf *Scirpus littoralis* in Frankreich.

e) *Septoria Holoschoeni* Pass., narvisiana Sacc. und *Scirpoidis* Pass., auf *Scirpus Holoschoenus*.

f) *Septoria dolichospora* Trail, auf *Scirpus lacustris* in Schottland.

g) *Septoria Eriophori* Oud., auf *Eriophorum angustifolium* auf Nowaja Semlja.

6. Auf Juncaceen. a) *Septoria minuta* Schröt., auf *Luzula* Auf Juncaceen. *spicata* in Grönland.

b) *Septoria Luzulae* Schröt., auf *Luzula Forsteri* in Serbien.

7. Auf Typhaceen. *Septoria menispora* B. et Br., und *Sep-* Auf Typhaceen. *toria filispora* Sacc., auf *Typha*.

8. Auf Palmen. *Septoria Palmarum* Sacc., auf *Latania borbo-* Auf Palmen. *nica* im botanischen Garten zu Rom.

9. Auf Aroideen. a) *Septoria Callae* Sacc., auf *Calla palustris*. Auf Aroideen.

b) *Septoria Aracearum* Sacc., auf kultiviertem *Philodendron pertusum* in Rom.

c) *Septoria Ari* Desm., auf *Arum maculatum* und *italicum* in Italien und Frankreich.

10. Auf Alismaceen. a) *Septoria Alismatis* Oudem., auf Auf Alismaceen. *franken* Blattflecken von *Alisma Plantago*.

b) *Septoria hydrophila* Sacc. et Speg., und *Septoria alismatella* Sacc., auf Stengeln von *Alisma Plantago* in Italien.

11. Auf Liliaceen. a) *Septoria Alliorum* West., auf Blättern Auf Liliaceen. und Stengeln von *Allium Porrum* trockene Flecke mit weißlicher Mitte erzeugend, auf denen die kleinen, rotbraunen Pykniden stehen; Sporen cylindrisch, gebogen.

b) *Septoria alliicola* Bäumler, auf *Allium flavum* in Ungarn.

c) *Septoria Convallariae* West. und *Septoria brunneola* Niessl., auf *Convallaria majalis* und *Polygonatum*.

d) *Septoria Asphodeli* Mont., auf Stengeln von *Asphodelus fistulosus*.

e) *Septoria asphodelina* Sacc., auf Blättern von *Asphodelus albus* in Belgien.

f) *Septoria Ornithogali* Pass., und *Septoria ornithogalea* Oud., auf Blättern von *Ornithogalum umbellatum*.

g) *Septoria Scillae* West., auf *Scilla*-Arten und *Muscari comosum*.

h) *Septoria Urgineae* Pass. et Beltr., auf *Urginea Scilla* in Sicilien.

i) *Septoria Bellynckii* West., auf Blättern von *Aloë variegata* in Belgien.

k) *Septoria Erythronii* Sacc. et Speg., auf *Erythronium Dens canis* in Italien.

l) *Septoria Colchici* Pass., auf Blättern von *Colchicum alpinum* in Italien.

m) *Septoria Majanthemi* West., auf *Majanthemum bifolium* in Belgien.

n) *Septoria Paridis* Pass., auf *Paris quadrifolia* in Italien.

Auf
Dioscoreaceen. 12. Auf *Dioscoreaceen*. a) *Septoria Tami* West., auf Blättern von *Tamus communis* in Belgien.

b) *Septoria sarmenticia* Sacc., auf Stengeln von *Tamus communis* in Frankreich.

Auf Irideen. 13. Auf *Irideen*. a) *Septoria Iridis* C. Mass., auf *Iris germanica* in Italien.

b) *Septoria Gladioli* Pass., auf *Gladiolus segetum* in Italien.

Auf
Amaryllidaceen. 14. Auf *Amaryllidaceen*. *Septoria Narcissi* Pass., auf *Narcissus* in Italien.

Auf Orchideen. 15. Auf *Orchideen*. a) *Septoria Orchidearum* West., auf *Orchis latifolia*, *O. Morio*, *Listera ovata* und *Platanthera bifolia*.

b) *Septoria Epipactidis* Sacc., auf *Epipactis*-Arten in Italien.

Auf Betulaceen. 16. Auf *Betulaceen*. a) *Septoria Betulae* West., und *Septoria betulina* Pass., auf Blättern von *Betula alba* in Italien.

b) *Septoria betulicola* Peck., auf *Betula lutea* in Amerika.

c) *Septoria microsperma* Peck., auf *Betula lenta* in Amerika.

d) *Septoria Alni* Sacc. und *alnigena* Sacc., auf Blättern von *Alnus glutinosa*, erstere braune Flecke, letztere keine Flecke bildend. In Italien.

e) *Septoria alnicola* Cooke, auf kranken Blattscheiden von *Alnus glutinosa* in England.

Auf
Cupuliferen. 17. Auf *Cupuliferen*. a) *Septoria Avellanae* Berk. et Br., auf Blättern von *Corylus Avellana*.

b) *Septoria corylina* Peck., auf Blättern von *Corylus rostrata* in Amerika.

c) *Septoria Fagi* Aud., auf *Fagus sylvatica*.

d) *Septoria quercina* Desm., auf Blättern von *Quercus pedunculata*, Sporen 0,04 mm lang, fadenförmig.

e) *Septoria quercicola* Sacc., auf *Quercus pedunculata* in Frankreich und Italien. Sporen 0,025—0,030 mm lang, mit 3 Scheidewänden.

f) *Septoria Quercus* Thüm., auf *Quercus pedunculata* in Portugal; Sporen 0,015—0,16 mm lang, zweizellig.

g) *Septoria Querceti* Thüm., auf Blättern von *Quercus tinctoria* in Amerika.

h) *Septoria dryina* Cooke, auf *Quercus falcata* in Amerika.

i) *Septoria serpentaria* Ell. et Mart., auf *Quercus laurifolia* in Amerika.

k) *Septoria castaneaecola* *Desm.*, auf braunen Flecken der Blätter von *Castanea vesca*; Sporen 0,03—0,04 mm lang, 0,0045 mm breit, mit 3 Scheidewänden.

l) *Septoria Gilletiana* *Sacc.*, daselbst, ohne Blattflecke zu erzeugen; Sporen ebensolang, aber halb so breit.

m) *Septoria Castaneae* *Lév.*, daselbst; Sporen einzellig.

18. Auf Salicaceen. a) *Septoria salicicola* *Sacc.*, auf weiß: Auf Salicaceen. lichen, rot umrandeten Blattflecken von *Salix viminalis*, *cinerea* etc.

b) *Septoria Capreae* *West.*, auf den Blättern von *Salix Caprea* und *atrocinerea*.

c) *Septoria didyma* *Fuckel* und *Salicis* *West.*, auf *Salix amygdalina*.

d) *Septoria salicina* *Peck.* und *albaniensis* *Thüm.*, auf Blättern von *Salix lucida* in Amerika.

e) *Septoria Populi* *Desm.*, auf den Blättern von *Populus nigra* und *suaveolens*.

f) *Septoria candida* *Sacc.*, auf *Populus alba*.

g) *Septoria Tremulae* *Pass.*, auf *Populus tremula*.

h) *Septoria osteospora* *Briard.*, auf *Populus nigra* in Frankreich.

i) *Septoria populicola* *Peck.*, auf *Populus balsamifera* in Nordamerika.

k) *Septoria musiva* *Peck.*, auf *Populus monilifera* in Amerika.

19. Auf Urticaceen. a) *Septoria Urticae* *Desm.*, auf den Blättern von *Urtica dioica*.

b) *Septoria Humuli* *West.*, auf kleinen, bräunlichen, trocknen, schwärzlich berandeten Blattflecken des Hopfens; Sporen fadenförmig, schwach gekrümmt, 0,025—0,035 mm lang.

c) *Septoria lupulina* *E. et K.*, auf Hopfenblättern in Nordamerika; Sporen gekrümmt, 0,035—0,045 mm lang.

d) *Septoria Cannabis* *Sacc.*, auf braunen, trocknen Blattflecken des Hanf, Psykiden dicht beisammenstehend, meist auf der Blattoberseite; Sporen stab- oder fadenförmig, gerade oder gekrümmt, mit 3 undeutlichen Querswänden, 0,045—0,055 mm lang.

e) *Septoria cannabina* *Peck.*, auf Blättern des Hanf in Amerika, Sporen gekrümmt, 0,020—0,030 mm lang.

f) *Septoria tenuissima* *Wint.*, auf *Böhmia cylindrica* in Amerika.

g) *Septoria Pipulae* *Cooke*, auf den Blättern von *Ficus religiosa*.

h) *Septoria brachyspora* *Sacc.*, auf den Blättern von *Ficus elastica* in den Kalthäusern.

20. Auf Garryaceen. *Septoria Garryae* *Roum.*, auf Blättern von *Garrya elliptica* in Frankreich.

21. Auf Platanaceen. *Septoria platanifolia* *Cooke*, auf Blättern von *Platanus occidentalis* in Amerika.

22. Auf Polygonaceen. a) *Septoria Rumicis* *Trail.*, auf *Rumex Acetosa* in Norwegen.

b) *Septoria polygonicola* *Sacc.*, auf *Polygonum orientale*.

c) *Septoria Polygonorum* *Desc.*, auf *Polygonum Bistorta*, *amphibium*, *Persicaria*, *nodosa* und *Sieboldii*.

d) *Septoria Rhapontici* *Thüm.*, auf *Rheum Rhaponticum* in Sibirien.

Auf
Garryaceen.

Auf
Platanaceen.

Auf
Polygonaceen.

Auf
Chenopodiaceen.

23. Auf Chenopodiaceen. a) *Septoria Betae West.*, auf trockenen, hellbraunen, in der Mitte weißlichen, braunumrandeten Blattflecken der Runkelrüben; Pykniden an der oberen Blattseite; Sporen cylindrisch, gerade oder gekrümmt. In Belgien beobachtet.

b) *Septoria Spinaciae West.*, auf zerstreuten, rundlichen gelben Flecken der Blätter des Spinat; Sporen cylindrisch gekrümmt.

c) *Septoria Atriplicis Fuckel*, auf größeren, bleich und trocken werdenden Flecken der Blätter der Atriplex-Arten.

d) *Septoria Chenopodii West.*, auf Blattflecken der Chenopodium-Arten. Identisch damit ist wohl *Septoria Westendorpii Wint.*, auf Chenopodium-Arten in Belgien und Amerika.

Auf
Caryophyllaceen.

24. Auf Caryophyllaceen. a) *Septoria Spergulae West.*, auf anfangs bleichen, dann schwarzen trocknen Flecken der Blätter von *Spergula arvensis*; Pykniden dicht stehend, Sporen cylindrisch, gerade oder gekrümmt, 0,030 mm lang. Auf abgestorbenen Blättern kommt der Perithecienspiz *Spaerella isariphora Ces. et de Not.*, vor; ob er hierzu gehört, ist unbekannt.

b) *Septoria Stellaria Rob. et Desm.*, auf *Stellaria media*, oft alle Blätter und die Stengel eines Triebes unter Gelbwerden und Absterben der Pflanze befallend; Sporen fadenförmig.

c) *Septoria Stellariae nemorosae Roum.*, auf *Stellaria nemorum*.

d) *Septoria Cerastii Rob. et Desm.*, auf *Cerastium*-Arten.

e) *Septoria nivalis Rostr.*, auf *Sagina nivalis* in Grönland.

f) *Septoria Scleranthi Desm.*, auf *Scleranthus*.

g) *Septoria Saponariae Desm.*, auf *Saponaria officinalis* und *Silene inflata*.

h) *Septoria Dianthi Desm.*, auf den Blättern von *Dianthus barbatus*, *Armeria* etc.

i) *Septoria dianthicola Sacc.*, auf *Dianthus barbatus* und *Caryophyllus*.

k) *Septoria calycina Kickx*, auf den Kelchen von *Dianthus Carthusianorum*.

l) *Septoria Sinarum Speg.*, auf den Blättern von *Dianthus sinensis*.

m) *Septoria Silenes West.*, auf *Silene Armeria* in Belgien.

n) *Septoria dimera Sacc.*, auf *Silene nutans* in Frankreich.

o) *Septoria Lychnidis Desm.*, auf *Lychnis dioica*.

p) *Septoria Melandrii Pass.*, auf *Lychnis vespertina* und *diurna*.

q) *Septoria Lychnidis Desm.*, auf *Lychnis diurna* in Schottland.

r) *Septoria Viscariae Rostr.*, auf *Viscaria alpina* in Grönland.

Auf
Ranunculaceen.

25. Auf Ranunculaceen. a) *Septoria Anemones Fuckel*, und *Septoria silvicola Desm.*, auf den Blättern von *Anemone nemorosa*.

b) *Septoria Hepaticae Desm.*, auf *Hepatica triloba*.

c) *Septoria Clematidis Rob.*, auf den Blättern von *Clematis Vitalba* und *glauca*.

d) *Septoria Viticellae Pass.*, auf *Clematis Viticella*.

e) *Septoria Clematidis rectae Sacc.*, auf *Clematis recta*.

f) *Septoria Flammulae Pass.*, und *Septoria Clematidis-Flammulae Roum.*, auf *Clematis Flammula*.

g) *Septoria Ficariae* *Desm.*, auf *ficariaecola* *Sacc.*, auf *Ficaria ranunculoides*.

h) *Septoria Ranunculacearum* *Lév.*, auf *Ranunculus acris* und *Cymbalaria*.

i) *Septoria Ranunculi* *West.*, auf *Ranunculus sceleratus* in Belgien.

k) *Septoria oreophila* *Sacc.*, auf *Ranunculus aconitifolius* in Italien.

l) *Septoria Cajadensis* *Speg.*, auf *Eranthis hiemalis* in Italien.

m) *Septoria Hellebori* *Thüm.*, auf *Helleborus niger* und *foetidus*.

n) *Septoria Trollii* *Sacc.*, auf *Trollius europaeus* in der Schweiz.

o) *Septoria Penzigi* *Cocc. et Mor.*, auf *Aquilegia vulgaris* in Italien.

p) *Septoria Aquilegiae* *Penz. et Sacc.*, auf *Aquilegia atrata*.

q) *Septoria Delphinella* *Sacc.*, auf *Delphinium Ajacis* in Frankreich.

r) *Septoria Lycoctoni* *Speg.*, auf *Aconitum Lycoctonon* in Italien.

s) *Septoria Napelli* *Speg.*, auf *Aconitum Napellus* in Italien.

t) *Septoria Paeoniae* *West.*, und *Septoria macropora* *Sacc.*, auf *Paeonia officinalis* und *sinensis*.

u) *Septoria Martianoffiana* *Thüm.*, auf *Paeonia anomala*.

26. Auf Magnoliaceen. *Septoria Magnoliae* *Cooke*, und *Septoria niphostoma* *B. et C.*, auf *Magnolia* in Amerika.

Auf
Magnoliaceen.

27. Auf Berberidaceen: a) *Septoria Berberidis* *Niessl.*, auf *Berberis vulgaris* in Italien.

Auf
Berberidaceen.

b) *Septoria Mahoniae* *Pass.*, auf *Mahonia Aquifolium* in Italien.

28. Auf Cruciferen. a) *Septoria Cheiranthi* *Rob.*, auf Blättern von *Cheiranthus Cheiri*.

Auf Cruciferen

b) *Septoria Henriquesii* *Thüm.*, auf Blättern von *Matthiola incana*.

c) *Septoria Armoraciae* *Sacc.*, auf hellen oder bräunlichen trocknen Blattflecken des Meerrettigs; Sporen stäbchenförmig, gekrümmt, mit 1—3 Querswänden, 0,015—0,020 mm lang.

d) *Septoria Lepidii* *Desm.*, auf den Blättern von *Lepidium sativum*; Sporen cylindrisch, gekrümmt, 0,05—0,06 mm lang.

e) *Septoria Berteroeae* *Thüm.*, auf *Berteroa incana*.

f) *Septoria arabidicola* *Rostr.*, auf *Arabis alpina* in Grönland.

g) *Septoria Arabidis* *Sacc.*, auf *Arabis ciliata* in Italien.

h) *Septoria Cardamines* *Fuckel*, auf *Cardamine pratensis*.

i) *Septoria Erysimi* *Niessl.*, auf *Erysimum cheiranthoides*.

29. Auf Capparidaceen. *Septoria Capparadis* *Sacc.*, auf *Capparis rupestris* in Italien.

Auf
Capparidaceen.

30. Auf Papaveraceen. *Septoria Chelidonii* *Desm.*, auf *Chelidonium majus*.

Auf
Papaveraceen.

31. Auf Violaceen. a) *Septoria Violae* *West.*, auf den Blättern von *Viola canina*, *silvestris* und *pinnata*.

Auf Violaceen.

b) *Septoria violicola* *Sacc.*, auf *Viola biflora*.

32. Auf Tiliaceen. *Septoria Tiliae* *West.*, auf Blättern von *Tilia europaea*.

Auf Tiliaceen.

33. Auf Malvaceen. a) *Septoria Fairmanni* *Ed. et Ev.*, und *Septoria parasitica* *Fautr.*, auf *Althaea rosea*, erstere in Amerika, letztere in Frankreich.

b) *Septoria Hibisci* Sacc., auf *Hibiscus syriacus* in Italien und *Septoria simillima* Thüm., auf *Hibiscus rosa sinensis* in Öst.

c) *Septoria Althaeae* Thüm., auf *Althaea rosea* in Böhmen.

d) *Septoria gossypina* Cooke, auf *Gossypium* in Amerika.

Auf
Hyperikaceen.

34. Auf Hyperikaceen. *Septoria Hyperici* Desm., auf *Hypericum perforatum* und *hirsutum*.

Auf
Murantiaceen.

35. Auf Murantiaceen. a) *Septoria Arethusa* Penz., auf den Blättern der Citrus-Arten in Kalthäusern in Italien; Sporen mit 1—3 Scheidewänden.

b) *Septoria Citri* Pass., auf den Blättern der Citrus-Arten in Italien. Sporen ohne oder mit einer Scheidewand, 0,014—0,018 mm lang.

c) *Septoria Limonum* Pass., auf Blättern und überreifen Früchten der Citronen. Sporen 0,008—0,015 mm lang, einzellig.

d) *Septoria Tibia* Penz., auf Blättern von *Citrus Limonum* var. *Limetta* in den Kalthäusern. Sporen 0,010—0,014 mm lang, meist einzellig.

e) *Septoria Cattanei* Thüm., auf Blättern von *Citrus medica*. Sporen 0,009—0,012 mm zweizellig.

f) *Septoria aurantiicola* Speg., auf Blättern von *Citrus Aurantium* in Brasilien.

Auf
Ternströmiaceen.

36. Auf Ternströmiaceen. *Septoria Theae* Cav., auf Theeblättern im botanischen Garten zu Pavia.

Auf
Anacardiaceen.

37. Auf Anacardiaceen. a) *Septoria Pistaciae* Desm., auf Blättern von *Pistacia vera* und *Lentiscus* in Frankreich und Italien.

b) *Septoria Rhois* Sacc., auf Blättern von *Rhus typhina*.

c) *Septoria rhoïna* B. et C., auf Blättern von *Rhus Cotinus* in Amerika.

d) *Septoria irregularis* Peck., auf Blättern von *Rhus Toxicodendron* in Amerika.

Auf
Juglandaceen.

38. Auf Juglandaceen. *Septoria nigro-maculans* Thüm., mit cylindrischen, mit einer undeutlichen Quervand versehenen, 0,008 bis 0,012 mm langen Sporen, und *Septoria epicarpium* Thüm., mit spindelförmigen, cylindrischen, mit 2—3 undeutlichen Quervänden versehenen, 0,022 mm langen Sporen, beide auf der grünen Fruchtschale von *Juglans regia*.

Auf Rutaceen.

39. Auf Rutaceen. *Septoria Dictamni* Fuck., auf *Dictamnus albus*.

Auf Iliciaceen.

40. Auf Iliciaceen. *Septoria orthospora* Lev., auf *Ilex aquifolium*.

Auf Celastraceen.

41. Auf Celastraceen. *Septoria Evonymi* Rabenh., auf *Evo-
nymus europaeus*.

Auf
Euphorbiaceen.

42. Auf Euphorbiaceen. a) *Septoria Euphorbiae* Guep., auf *Euphorbia Esula* und *angulata*.

b) *Septoria Kalchbrenneri* Sacc., auf *Euphorbia silvatica*, *palustris* und *aspera*.

c) *Septoria bractearum* Mont., auf *Euphorbia serrata* in Frankreich.

d) *Septoria media* Sacc. et Brun., auf *Euphorbia palustris* in Frankreich.

e) *Septoria Mercurialis* West., auf *Mercurialis annua* in Belgien.

43. Auf Buraceen. *Septoria phacidioides* Desm., auf *Buxus* Auf Buraceen. in Belgien und Frankreich.

44. Auf Empetraceen. *Septoria Empetri* Rostr., auf *Empetrum* Auf Empetraceen. *nigrum* in Grönland.

45. Auf Zanthorylaceen. *Septoria Pteleae* Ell. et Ev., auf Auf Zanthorylaceen. *Ptelea trifoliata* in Nordamerika.

46. Auf Coriariaceen. *Septoria Coriariae* Pass., auf *Coriaria* Auf Coriariaceen. *myrtifolia* in Italien.

47. Auf Staphyleaceen. *Septoria cirrhosa* Wint., auf *Staphylea* Auf Staphyleaceen. *trifoliata* in Amerika, und *Septoria Staphyleae* Pass., daselbst in Italien.

48. Auf Aceraceen. a) *Septoria Pseudoplatani* Rob., auf den Auf Aceraceen. Blättern von *Acer Pseudoplatanus*.

b) *Septoria seminalis* Sacc., auf den Cotyledonen von *Acer campestre*.

c) *Septoria acerella* Sacc., auf den Blättern von *Acer campestre* in Frankreich.

d) *Septoria Salliae* W. R., auf *Acer saccharinum* in Amerika.

e) *Septoria incondita* Desm., auf *Acer platanoides*, *Pseudoplatanus* und *campestris* in Frankreich und Italien.

49. Auf Hippocastanaceen. *Septoria Aesculi* West., *Septoria Hippocastani* Berk. et Br., *Septoria aesculina* Thüm., und *Septoria aesculicola* Sacc., auf den Blättern von *Aesculus Hippocastanum*. Auf Hippocastanaceen.

50. Auf Vitaceen. a) *Septoria Badhami* Berk. et Br., auf Auf Vitaceen. unregelmäßigen, violettbraunen Blattflecken des Weinstocks; Pykniden auf beiden Blattseiten; Sporen verlängert keulenförmig, 0,05 mm lang.

b) *Septoria ameplina* Berk. et Br., erzeugt zahlreiche kleine, rotbräunliche, zuletzt sich vergrößernde, braun oder schwarz und trocken werdende Flecke auf den Blättern amerikanischer Reben. Die Krankheit ist als „Melanose“ bezeichnet worden, kommt in Amerika vor, ist aber auch bisweilen nach Europa eingeschleppt worden¹⁾. Die Sporen sind cylindrisch, gekrümmt, mit 2—4 Querswänden und mit einer Art Stielchen versehen, 0,012—0,018 mm lang.

c) *Septoria vineae* Pass., auf zahlreichen kleinen, rotbraunen Flecken, besonders am Blattrande des Weinstocks in Italien. Die Pykniden stehen auf der Blattoberseite. Die Sporen sind fadenförmig, ohne Querswände 0,012—0,018 mm lang.

51. Auf Geraniaceen. a) *Septoria Geranii* Rob. et Desm., Auf Geraniaceen. auf *Geranium Robertianum*, *molle* und *pusillum*.

b) *Septoria expansa* Niessl., auf *Geranium dissectum*.

52. Auf Balsaminaceen. a) *Septoria Balsaminae* Pass., auf Auf Balsaminaceen. Blättern von *Balsamina hortensis*.

b) *Septoria Nolitangere* Thüm., auf *Impatiens Nolitangere* in Rußland.

53. Auf Rhamnaceen. a) *Septoria rhamnigena* Sacc., *Septoria cathartica* Pass., und *Septoria Rhamni catharticae* Ces., Auf Rhamnaceen. auf Blättern von *Rhamnus cathartica*.

¹⁾ Vergl. Viala et Ravaz, Sur la melanose. Compt. rend. CIII. 2. sem., pag. 706, und Revue Mycol. X, 1888, pag. 193.

b) *Septoria rhamnella* Oud., und *Septoria Fragulae* Guep., auf *Rhamnus Frangula*.

c) *Septoria Rhamni* Dur., *nitidula* Dur., *Saccardiana Roum.* und *Alaterni Pass.*, auf *Rhamnus Alaternus*.

d) *Septoria Zizyphi* Sacc., auf *Zizyphus vulgaris* in Italien.

e) *Septoria ascochyella* Sacc., *Paliurus aculeatus* in Italien.

Auf
Saxifragaceen. 54. Auf Saxifragaceen. a) *Septoria Posoniensis* Bäumler, auf *Chrysosplenium alternifolium* bei Freiburg.

b) *Septoria Saxifragae* Pass., auf *Saxifraga rotundifolia*.

c) *Septoria Hydrangeae* Bizz., auf Blattflecken von *Hydrangea*.

Auf
Crassulaceen. 55. Auf Crassulaceen. *Septoria Telephii* Karst. und *Septoria Sedi* West., auf *Sedum Telephium*.

Auf
Ribesiaceen. 56. Auf Ribesiaceen. a) *Septoria Grossulariae* West., auf braunen, dann weißlichen, in der Mitte trocken werdenden, braungefäulten Blattflecken der Stachelbeeren; Pykniden an der Blattoberseite, Sporen cylindrisch, gekrümmt, 0,012—0,016 mm lang.

b) *Septoria Ribis* Desm., auf Blättern von *Ribis nigrum*. Eine *Septoria*-Form auf Blattflecken der Johannisbeeren wird mit dem Perithecienspiz Sphaerella *Ribis* Fuckel, auf abgestorbenen Blättern in Beziehung gebracht. In Amerika hat man Bespritzung mit Bordeauxer Brühe erfolgreich dagegen angewandt.

c) *Septoria sibirica* Thüm., auf Blättern von *Ribes acicularis* in Sibirien.

Auf
Philadelphaceen. 57. Auf Philadelphaceen, *Septoria phyllostictoides* Sacc., auf Blättern von *Deutzia scabra* in Frankreich.

Auf Onagraceen. 58. Auf Onagraceen. a) *Septoria Fuchsiae* Roum., auf Blättern von *Fuchsia coccinea*.

b) *Septoria Epilobii* West. und *Septoria Chamaenerii* Pass., auf *Epilobium*-Arten.

c) *Septoria Oenotherae* West., auf *Oenothera biennis*.

Auf Lythraceen. 59. Auf Lythraceen. *Septoria Brissaceana* Sacc. et Let., auf *Lythrum Salicaria* in Frankreich.

Auf
Thymelaeaceen. 60. Auf Thymelaeaceen. *Septoria Daphnes* Desm., auf *Daphne Mezereum*.

Auf Elaeagnaceen. 61. Auf Elaeagnaceen. a) *Septoria argyraea* Sacc., auf *Elaeagnus argentea* in Italien.

b) *Septoria Elaeagni* Desm., auf *Elaeagnus angustifolia* in Frankreich.

c) *Septoria Hippophaës* Desm. et Rob., auf *Hippophaë rhamnoides* in Frankreich.

Auf
Aristolochiaceen. 62. Auf Aristolochiaceen. a) *Septoria Aristolochiae* Sacc., auf *Aristolochia Clematidis* in Frankreich und Italien.

b) *Septoria Asari* Sacc., auf *Asarum europaeum* in Italien.

Auf
Umbelliferen. 63. Auf Umbelliferen. a) *Septoria Hydrocotyles* Desm., auf *Hydrocotyle vulgaris*.

b) *Septoria Eryngii* West., und *Septoria eryngicola* Oud., et. Sacc. auf *Eryngium*.

c) *Septoria Pastinacae* West., auf hellbraunen, trocknen Flecken der Blätter von *Pastinaca sativa*; Sporen stäbchenförmig, mit 16—20 Querswänden, 0,06 mm lang.

d) *Septoria pastinacina* Sacc., auf braunen Flecken von unbestimmter Gestalt auf den Stengeln von *Pastinaca sativa*; Sporen fadenförmig, gebogen, 0,02—0,03 mm lang. In Italien beobachtet.

e) *Septoria Petroselini* Desm., auf bräunlichen, zuletzt bleich werdenden, trocknen Blatrflecken von *Petroselinum sativum*; Sporen fadenförmig, gebogen, mit 6—10 undeutlichen Querswänden, 0,035—0,040 mm lang.

f) *Septoria Heraclei* Lib., auf den Blättern von *Heracleum Sphondylium*.

g) *Septoria Bupleuri* Desm., auf *Bupleurum fruticosum* und frutescens.

h) *Septoria Aegopodii* Sacc., *aegopodina* Sacc., und *Podagrariae* Lasch., auf *Aegopodium Podagraria*.

i) *Septoria Sii* Rob. et. Desm., auf *Sium latifolium* und *angustifolium*.

k) *Septoria Sisonis* Sacc., auf *Sison Amomum* in Frankreich.

l) *Septoria Levistici* West., auf *Ligusticum Levisticum* in Belgien.

m) *Septoria Oreoselini* Sacc., auf *Peucedanum Oreoselinum*.

n) *Septoria Anthrisci* Pass. et. Brun., auf *Anthriscus vulgaris* in Frankreich.

o) *Septoria Weissii* Allesch., auf *Chaerophyllum hirsutum*.

64. Auf Araliaceen. a) *Septoria Hederae* Desm., auf den Auf Araliaceen. Blättern von *Hedera Helix*, Sporen 0,03—0,04 mm lang.

b) *Septoria Desmazieri* Sacc., daselbst, mit 0,02 mm langen Sporen.

65. Auf Cornaceen. a) *Septoria Aucubae* West., auf Blättern Auf Cornaceen. von *Aucuba japonica* in Belgien.

b) *Septoria Corni maris* Sacc., auf *Cornus mas*.

c) *Septoria cornicola* Desm., auf *Cornus sanguinea*.

66. Auf Rosaceen. a) *Septoria sparsa* Fuckel, auf den Blättern Auf Rosaceen. von *Potentilla*-Arten.

b) *Septoria purpurascens* Ell. et. Mart., auf *Potentilla norvegica* in Amerika.

c) *Septoria Tormentillae* Desm. et Rob., auf *Tormentilla* und *Potentilla reptans*.

d) *Septoria Fragariae* Desm., auf Blatrflecken der Erdbeeren und von *Potentilla verna*. Der Pilz gehört vielleicht zu *Sphaerella Fragariae*. (S. 312).

e) *Septoria aciculosa* Ell. et. Ev., auf Blättern kultivierter Erdbeeren in Amerika.

f) *Septoria Gei* Rob. et. Desm., auf *Geum urbanum*.

g) *Septoria Comari* Lasch., auf *Comarum*.

h) *Septoria Rosae* Desm., auf ranfen, rot umsäumten Blatrflecken von *Rosa canina*, *pumila*, *scandens*, *sempervirens*.

i) *Septoria Rosarum* West., auf Blatrflecken von *Rosa canina*, *pumila* und den kultivierten Varietäten.

k) *Septoria Rosae arvensis* Sacc., auf den Blättern von *Rosa arvensis*, *sempervirens* und den kultivierten Varietäten.

l) *Septoria semilunaris* Johans, auf *Dryas octopetala* in Schweden und Island.

m) *Septoria Agrimonii Eupatoriae* Bomm. et Rouss., in Belgien.

n) *Septoria Rubi West.*, auf bleichen, trocknen, rotumrandeten Blattflecken der Brombeeren und Himbeeren; Sporen fadenförmig, mit 2 oder mehreren undeutlichen Querswänden, 0,040–0,055 mm lang

Auf Spiraceen

67. Auf Spiraceen. a) *Septoria Arunci Pass.*, auf *Spiraea Aruncus*.

b) *Septoria Ulmariae Oud.* und *Septoria quevillensis Sacc.*, auf *Spiraea Ulmaria*.

c) *Septoriaascochytoides Sacc.*, auf *Spiraea decumbens*.

Auf Pomaceen.

d) *Septoria Salicifoliae Berl. et Vogl.*, auf *Spiraea salicifolia*.

68. Auf Pomaceen. a) *Septoria piricola Desm.*, auf braunberandeten, runden, weißlichen Flecken der Blätter des Birnbaumes. Sporen fadenförmig, dreizellig, 0,060 mm lang. Soll zu *Leptosphaeria Lucilla Sacc.* gehören, deren Perithezien auf abgestorbenen Birnblättern vorkommen. Eine andere Perithezienform, die ebenfalls zu blattfleckenbewohnenden Pyreniden der Birnblätter in Beziehung gebracht wird, ist die *Sphaerella sentina Fuckel*, auf abgestorbenen Birnblättern. Die als *Septoria nigerrima Fuckel*, bezeichnete Form ist zu ungenau beschrieben, sie dürfte mit dieser identisch sein.

b) *Septoria Mespili Sacc.*, auf trocknen, hellbraunen, dunkler berandeten Flecken der Blätter von *Mespilus germanica*: Sporen stabförmig, gekrümmmt, ohne Querswände, farblos, 0,030–0,035 mm lang.

c) *Septoria Cydoniae Fuckel*, mit fadenförmigen, querswandlosen, farblosen Sporen, und *Septoria cydonicola Thüm.*, mit cylindrischen, mit 2–3 Querswänden versehenen, farblosen, 0,010–0,014 mm langen Sporen, beide auf grauen, trocknen Blattflecken von *Cydonia vulgaris*.

d) *Septoria Crataegi Kickx.*, auf Blattflecken von *Crataegus Oxyacantha* in Frankreich, Belgien, Italien.

e) *Septoria Sorbi hybridi Ces.*, auf *Sorbus hybrida* in Italien.

f) *Septoria hyalospora Sacc.*, auf *Sorbus torminalis*.

Auf Calycanthaceen.

69. Auf Calycanthaceen. *Septoria Calycanthi Sacc. et Spec.*, auf Blättern von *Calycanthus* in Italien und Portugal

Auf Amygdalaceen.

70. Auf Amygdalaceen. a) *Septoria effusa Desm.*, auf rötlichen Blattflecken von *Prunus Cerasus*: Sporen stabförmig gekrümmmt, farblos, mit 3–4 Querswänden, 0,020–0,025 mm lang. In Frankreich und Südösterreich; neuerdings auch in Schlesien von Sorauer¹⁾ beobachtet.

b) *Septoria Cerasi Pass.*, auf runden, dunkelroten Blattflecken von *Prunus Cerasus*; Sporen fadenförmig, ohne Querswände, farblos, 0,015–0,030 mm lang. In Frankreich.

c) *Septoria Padi Lasch* und *Septoria stipata Sacc.*, auf *Prunus Padus*.

d) *Septoria Pruni Mahaleb Therry*, auf *Prunus Mahaleb*.

e) *Septoria Laurocerasi Desm.*, auf *Prunus Laurocerasus*.

f) *Septoria Pruni Ellis.*, auf der wilden Pflaume (*Prunus americana*) in Amerika; Sporen 0,030–0,050 mm lang.

g) *Septoria cerasina Peck*, auf *Prunus serotina*, aber auch auf kultivierten Nirschen, Pflaumen, Aprikosen und Pfirsich in Amerika; zer-

¹⁾ Jahresb. d. Sonder-Aussch. f. Pflanzenschutz in Jahrb. d. deutschen Landw. Ges. 1893, pag. 429.

strenge, kleine, scharf begrenzte, braune, im Centrum weißwerdende Flecke auf den Blättern bildend. Die Sporen sind 0,050—0,075 mm lang. Beim Absterben der Blätter soll nach Arthur¹⁾ eine Phoma-Fruktifikation auf denselben Blattflecken an der Unterseite entstehen. Der Pilz wird mit dem vorigen für identisch gehalten.

h) *Septoria Myrobolanae* Brun., auf *Prunus Myrobolana* in Frankreich.

71. Auf Leguminosen. a) *Septoria Cytisi* Desm., und *Septoria Laburni* Pass., auf den Blättern von *Cytisus Laburnum*.

Auf
Leguminosen.

b) *Septoria scopariae* West., auf Hülse von *Spartium scoparium* in Belgien.

c) *Septoria Spartii* Rob. et Desm., auf Blättern von *Spartium junceum* in Frankreich.

d) *Septoria Robiniae* Desm., auf Blättern von *Robinia Pseudacacia*.

e) *Septoria compta* Sacc., auf schwarz umgrenzten, edigen, bräunlichen Blattflecken von *Trifolium incarnatum*; Sporen cylindrisch, gekrümmt, mit 3—5 Querswänden, 0,020—0,025 mm lang. In Portugal.

f) *Septoria Meliloti* Sacc., auf *Melilotus vulgaris*; Sporen cylindrisch, 0,021—0,022 mm lang.

g) *Septoria Medicaginis* Rob. et Desm., auf weißlichen, braunberandeten Flecken der Blätter der Luzerne; Pykniden auf der Blattunterseite; Sporen cylindrisch, 0,020 mm lang.

h) *Septoria Astragali* Desm., auf Blättern von *Astragalus glycyphyllos*.

i) *Septoria sojae* Thüm., auf Blättern von *Soja hispida* in Görz.

k) *Septoria Anthyllidis* Sacc., auf weißlichen, allmählich sich vergrößernden Blattflecken von *Anthyllis Vulneraria*; Sporen stäbchenförmig, schwach gekrümmt, 0,025—0,030 mm lang.

l) *Septoria Emeri* Sacc., auf Blättern von *Coronilla Emerus* in Italien.

m) *Septoria Viciae* West., auf trocknen, gelben, braunberandeten Blattflecken von *Vicia sativa*; Sporen cylindrisch, querwandlos, ziemlich gerade, 0,030—0,060 mm lang.

n) *Septoria Pisi* West., auf großen, unregelmäßigen, weißlichen oder hellbraunen Blattflecken der Erbsen. Sporen cylindrisch, gerade, 0,040 mm lang. In Belgien.

o) *Septoria leguminum* Desm., auf kleinen, trocknen, scharf umgrenzten Flecken der Hülse der Erbsen und Gartenbohnen. Sporen stäbchenförmig, ziemlich gerade, ohne oder mit sehr undeutlichen Querswänden, 0,030—0,045 mm lang.

p) *Septoria orobina* Sacc., und *orobicola* Sacc., auf *Orobus vernus* in Italien, erstere mit 0,03, letztere mit 0,06—0,07 mm langen Sporen.

q) *Septoria fulvescens* Sacc., und *silvestris* Pass., auf *Lathyrus silvestris* in Italien, erstere mit 0,05—0,06, letztere mit 0,03—0,05 mm langen Sporen.

r) *Septoria stipularis* Pass., auf den Nebenblättern von *Lathyrus Aphaca* in Italien.

¹⁾ Report of the Botanist to the New-York Agricult. Exper. Station by J. C. Arthur. Albany 1887.

s) *Septoria Fautreyana* Sacc., auf *Lathyrus sylvestris* in Frankreich.

t) *Septoria Ceratoniae* Pass., und *Carrubi* Pass., auf Blättern von *Ceratonia siliqua*.

u) *Septoria Cercidis* Fr., und *Septoria Siliquastri* Pass., auf Blättern von *Cercis Siliquastrum*.

Auf Ericaceen

72. Auf Ericaceen. a) *Septoria stemmatea* Berk., auf braunberandeten trocknen Flecken von *Vaccinium vitis Idaea*.

b) *Septoria difformis* Cook. et P., auf *Vaccinium pensylvanicum*.

c) *Septoria Unedonis* Rob. et Desm., und *Septoria Arbuti* Pass., auf *Arbutus Unedo* in Italien.

Auf Pyrolaceen.

73. Auf Pyrolaceen. a) *Septoria pyrolata* Rostr., auf Blättern von *Pirola grandiflora* in Grönland.

b) *Septoria Pirolae* Ell. et M., auf *Pirola secunda* in Amerika.

c) *Septoria Schelliana* Thüm., auf *Pirola secunda* in Rußland.

Auf Primulaceen.

74. Auf Primulaceen. a) *Septoria Cyclaminis* Dur. et Mont., auf den Blättern von *Cyclamen europaeum* und *hederifolium*.

b) *Septoria Trientalis* Sacc., auf *Trientalis*.

c) *Septoria Anagallidis* Rich., auf *Anagallis* in Frankreich.

d) *Septoria Primulae* Bucknall, auf *Primula* in England.

e) *Septoria Soldanellae* Speg., auf *Soldanella alpina* in Italien.

f) *Septoria Lysimachiae* West., auf *Lysimachia nummularia* und *vulgaris*.

Auf Oleaceen.

75. Auf Oleaceen. a) *Septoria Fraxini* Desm., *elaeospora* Sacc. et Orni Pass., auf den Blättern von *Fraxinus excelsior* und *Ornus*.

b) *Septoria Syringae* Sacc. et Sp., auf *Syringa vulgaris* in Italien und Frankreich.

c) *Septoria Ligustri* Kickx., auf Blättern von *Ligustrum vulgare*, *Septoria oleaginea* Thüm., auf Früchten des Ölbaumes.

Auf
Jasminaceen.

76. Auf Jasminaceen. a) *Septoria Jasmini* Roum., auf den Blättern von *Jasminum* in Frankreich.

b) *Septoria Sambac* Pass., auf *Jasminum Sambac* in Italien.

Auf
Gentianaceen.

77. Auf Gentianaceen. a) *Septoria raphidospora* C. Mass. auf *Gentiana utriculosa* in Italien.

b) *Septoria microsora* Speg., auf *Gentiana asclepiadea* in Italien.

c) *Septoria Menyanthes* Desm., auf *Menyanthes trifoliata*.

d) *Septoria Villarsiae* Desm., auf *Villarsia nymphoides*.

Auf
Asclepiadeen.

78. Auf Asclepiadeen. a) *Septoria maculosa* Lév., auf *Cynanchum erectum* in Frankreich.

b) *Septoria Vincetoxici* Awd., und *asclepiadea* Sacc., auf *Cynanchum Vincetoxicum*.

c) *Septoria Hoyae* Sacc., auf *Hoyacarnosa* in Italien.

Auf
Apocynaceen.

79. Auf Apocynaceen. a) *Septoria Vincae* Desm., auf *Vinca minor* in Frankreich, und *Septoria Holubyi* Bäuml., daselbst in Ungarn.

b) *Septoria neriicola* Pass., und *Septoria oleandrina* Sacc., auf *Nerium Oleander*.

c) *Septoria littorea* Sacc., auf *Apocynum Venetum* in Italien.

Auf
Convolvulaceen.

80. Auf Convolvulaceen. a) *Septoria Convolvuli* Desm., auf *Convolvulus arvensis* und *Calystegia sepium*.

b) *Septoria Calystegiae* West., auf *Convolvulus arvensis*.

81. Auf Polemoniaceen. *Septoria Phlogis* Sacc. et Speg., auf Phlox paniculata in Italien. Polemoniaceen.
82. Auf Solanaceen. a) *Septoria Lycopersici* Speg., auf den Blättern von *Solanum Lycopersicum* in Argentinien. Solanaceen.
b) *Septoria Dulcamarae* Desm., auf *Solanum Dulcamara*.
83. Auf Asperifoliaceen. *Septoria Pulmonariae* Sacc., auf *Pulmonaria officinalis* in Italien. Asperifoliaceen.
84. Auf Globulariaceen. *Septoria Globulariae* Sacc., auf *Globularia vulgaris* in Italien. Globulariaceen.
85. Auf Verbenaceen. *Septoria Verbenae* Rob. et Desm., auf *Verbena officinalis*. Verbenaceen.
86. Auf Plantaginaceen. *Septoria plantaginea* Pass., und *Septoria Plantaginis* Sacc., auf *Plantago lanceolata* und *major*. Plantaginaceen.
87. Auf Scrofulariaceen. a) *Septoria Mimuli* Ell. et C., auf *Mimulus ringens* in Amerika. Scrofulariaceen.
b) *Septoria veronicicola* Karst., auf *Veronica officinalis* in Finnland.
c) *Septoria Veronicae* Desm., auf *Veronica hederifolia*.
d) *Septoria Gratiolae* Sacc. et Speg., auf *Gratiola officinalis* in Italien.
e) *Septoria Digitalis* Pass., auf *Digitalis lutea* in Italien.
f) *Septoria Cymbalariae* Sacc. et Speg., auf *Linaria Cymbalaria*.
g) *Septoria Paulowniae* Thüm., auf *Paulownia tomentosa* in Frankreich und Italien.
89. Auf Bignoniaceen. *Septoria Catalpae* Sacc., auf den Kapseln von *Catalpa syringaefolia* in Italien. Bignoniaceen.
90. Auf Labiaten. a) *Septoria Lavendulae* Desm., auf *Lavandula* in Italien, Frankreich und England. Labiaten.
b) *Septoria Salviae* Pass., auf *Salvia pratensis*.
c) *Septoria Menthae* Oud., und *menthicola* Sacc. et Lat., auf *Mentha arvensis*.
d) *Septoria Lycopi* Pass., auf *Lycopus europaeus* in Frankreich.
e) *Septoria Lamii* Pass., auf *Lamium purpureum* und *maculatum* in Italien.
f) *Septoria lamiicola* Sacc., auf *Lamium album* und *Orvala*.
g) *Septoria Melissa* Desm., auf *Melissa officinalis* in Frankreich und Italien.
h) *Septoria Melittidis* Sacc., auf *Melittis Melissophyllum* in Italien.
i) *Septoria Galeopsidis* West., auf *Galeopsis Tetrabit* und *grandiflora*.
k) *Septoria Stachydis* Rob. et Desm., auf *Stachys silvatica*, *palustris* und *annua*.
l) *Septoria Scorodoniae* Pass., auf *Teucrium Scorodonia* in Frankreich.
m) *Septoria Teucris* Sacc., auf *Teucrium Chamaedrys* in Italien.
n) *Septoria Trilliana* Sacc., auf *Prunella vulgaris* in Schottland, und *Septoria Brunellae* E. et H., daselbst in Amerika.
91. Auf Rubiaceen. a) *Septoria Cruciata* Rob. et Desm., auf *Galium*-Arten. Rubiaceen.
b) *Septoria urens* Pass., auf *Galium tricornis* in Italien.

- c) *Septoria Asperulae* *Bäuml.*, auf *Asperula odorata* in Ungarn.
 d) *Septoria Cephalanthi* *Ell. et K.*, auf *Cephalanthus occidentalis* in Amerika.

Auf
Caprifoliaceen.

92. Auf Caprifoliaceen. a) *Septoria Adoxae* *Fuckel*, auf *Adoxa Moschatellina*.
 b) *Septoria Ebuli* *Desm. et Rob.*, auf *Sambucus Ebulus*.
 c) *Septoria Diervillae* *Peck.*, und *diervillicola* *E. et L.*, auf *Diervilla trifida* in Amerika.
 d) *Septoria Symphoricarpi* *E. et E.*, auf *Symphoricarpus* in Amerika.
 e) *Septoria Tini* auf *Viburnum Tinus* in Italien.
 f) *Septoria Viburni* *West.*, auf *Viburnum Opulus* und *Lantana*.
 g) *Septoria Lonicerae* *Allesch.*, und *Septoria Xylostei* *Sacc. et Winter*, auf *Lonicera Xylosteum*.

Auf
Campanulaceen.

93. Auf Campanulaceen. a) *Septoria Phyteumatis* *Siegm.*, und *Septoria Phyteumatum* *Sacc.*, auf *Phyteuma*-Arten.
 b) *Septoria Prismatocarpi* *Desm.*, auf *Specularia* in Frankreich und Italien.
 c) *Septoria obscura* *Trail.*, auf *Campanula rotundifolia* in Schottland.

Auf
Valerianaceen.
Auf Dipsaceen.

94. Auf Valerianaceen. *Septoria centranthicola* *Brun.*, auf *Centranthus ruber* in Frankreich.
 95. Auf Dipsaceen. a) *Septoria Dipsaci* *West.*, mit sehr kleinen Pykniden und cylindrischen, geraden, 0,060 mm langen Sporen, und *Septoria fallonum* *Sacc.*, mit 0,12 mm großen Pykniden und fadenförmigen, 0,06–0,08 mm langen Sporen, beide auf trocknen, bleichen Blattflecken von *Dipsacus Fullonum*.
 b) *Septoria Cephalariae alpinae* *Roum.*, auf *Cephalaria alpina* in Frankreich.
 c) *Septoria scabiosicola* *Desm.*, auf weißen, dunkelrot gesäumten Blattflecken von *Scabiosa*-Arten und *Succisa*.
 d) *Septoria succisicola* *Sacc.*, auf *Succisa pratensis* undeutliche Flecke bildend.

Auf
Cucurbitaceen.

96. Auf Cucurbitaceen. a) *Septoria Cucurbitacearum* *Sacc.*, auf kleinen, rundlichen oder eiförmigen, trocknen, weißen Flecken der Blätter des Kürbis; Sporen wurmförmig gebogen, mit Querswänden, 0,060–0,070 mm lang.
 b) *Septoria vestita* *B. et C.*, auf Flecken der Kürbisfrüchte in Amerika.

Auf Compositen.

- c) *Septoria Sicyi* *Peck.*, auf *Sicyos* in Amerika.
 97. Auf Compositen. a) *Septoria Farfarae* *Pass.*, *Tussilaginis* *West.*, und *Fuckelii* *Sacc.*, auf *Tussilago Farfara*.
 b) *Septoria Eupatorii* *Rob. et Desm.*, auf *Eupatoria cannabina* in Frankreich und Italien.
 c) *Septoria Virgaureae* *Desm.*, auf *Solidago Virgaurea*.
 d) *Septoria Tanacetii* *Niessl.*, auf *Tanacetum vulgare*.
 e) *Septoria Artemisiae* *Pass.*, auf *Artemisia vulgaris* in Italien.
 f) *Septoria Arnicae* *Fuckel*, auf *Arnica montana* in der Schweiz.
 g) *Septoria Ptarmicae* *Pass.*, auf *Achillea Ptarmica* in Italien.

h) *Septoria socia* Pass., und *Leucanthemi* Sacc. et Speg., auf *Chrysanthemum Leucanthemum* in Italien.

i) *Septoria cercosporoides* Trail., auf *Chrysanthemum Leucanthemum* in Schottland.

k) *Septoria Doronici* Pass., auf *Doronicum Pardalianches* in Italien.

l) *Septoria Inulae* Sacc. et Speg., auf *Inula salicina* in Italien.

m) *Septoria Bidentis* Sacc., auf *Bidens tripartita* in Italien.

n) *Septoria Senecionis* West., auf *Senecio sarracenicus*, *nemorensis* und *campestris*.

o) *Septoria anaxaea* Sacc., auf *Senecio praealtus* in Italien.

p) *Septoria Helianthi* E. et K., auf *Helianthus* in Nordamerika.

q) *Septoria Bellidis* Desm. et Rob., und *bellidicola* Desm. et Rob., auf *Bellis perennis*.

r) *Septoria Xanthii* Desm., auf *Xanthium strumarium* in Frankreich und Italien.

s) *Septoria Centaureae* Sacc., auf *Centaurea nigra* in Frankreich.

t) *Septoria centaureicola* Brun., auf *Centaurea Scabiosa* in Frankreich.

u) *Septoria Cardunculi* Pass., auf Blättern von *Cynara Cardunculus* in Italien.

v) *Septoria Scolymi* Pass., auf *Scolymus hispanicus* in Italien.

w) *Septoria Silybi* Pass., auf *Silybum Marianum* in Italien.

x) *Septoria Serratulae* Sacc., auf *Serratula arvensis*.

y) *Septoria Lapparum* Sacc., auf *Lappa minor* in Italien.

z) *Septoria Cirsii* Niessl., auf *Cirsium arvense*.

za) *Septoria Sonchi* Sacc., auf *Sonchus oleraceus* in Italien.

zb) *Septoria Lactucae* Pass., auf kleinen, braunen Blattflecken von *Lactuca sativa*: Sporen fadenförmig, einzellig, 0,025–0,030 mm lang. *Septoria consimilis* Ell. et M., auf derselben Pflanze in Amerika.

zc) *Septoria Endiviae* Thüm., auf trocknen, braunen Blattflecken von *Cichorium Endivia*: Sporen fadenförmig, ohne oder mit einer undeutlichen Querwand, 0,024–0,030 mm lang.

zd) *Septoria Mougeotii* Sacc. et Roum., auf *Hieracium*-Arten in den Urdenmen.

XVII. *Brunchorstia Eriks.*

Die Pykniden sind in die Pflanzenteile eingesenkte Kapseln, die nach außen sich öffnen; bei den kleineren ist die Höhlung einfach, bei den größeren aber durch mehrere vollständige oder unvollständige Scheidewände in nebeneinanderliegende Fächer geteilt. Auf der Innenwand und auf den Scheidewänden stehen die zahlreichen Tragzellen, welche die länglichen, gebogenen, farblosen, mit 3 bis 4 Scheidewänden versehenen Conidien abspüren. Diese Gattung dürfte indes von der bekannten alten Gattung *Cytispora* nicht wesentlich verschieden sein.

Brunchorstia.

Brunchorstia destruens Eriks., der Schwarzkiefernpuhl, ist von Brunchorst¹⁾ als die Ursache einer verheerenden Krankheit der Schwarz-

Der Schwarzkiefernpuhl.

¹⁾ Über eine neue, verheerende Krankheit der Schwarzföhre. Bergens museums aarsberetning. Bergen 1888.

fiefer (*Pinus austriaca*) und der *Pinus montana* im Süden Norwegens erkannt worden. Auch durch ganz Deutschland soll nach R. Hartig¹⁾ diese Krankheit verbreitet sein. Die im besten Wuchse stehenden Pflanzen zeigen im Frühlinge beginnend an den einjährigen Trieben ein Bleichwerden der Nadeln und Absterben der Knospen. Die absterbenden Nadeln werden am Grunde braun, später blaß gelblich-weiß, während der obere Teil der Nadel zunächst noch grün und gesund ist, aber ebenfalls bald abstirbt. Aber auch die Triebe, welche solche Nadeln tragen, sind erkrankt, und ihre Entwicklung ist sistiert. In allen toten Teilen der Nadel sowie in der Rinde und im Marke des erkrankten Triebes, zuletzt auch im Holze desselben hat Brunchorst ein Pilzmycelium aufgefunden, außerdem in der Basis der abgestorbenen Nadeln und an den Trieben, besonders auf den nach dem Abfall des Nadelbüscheltriebes zurückbleibenden Narben, schwarze Pykniden, deren Bau der oben gegebenen Beschreibung entspricht. An den Nadeln sind die Pykniden kleiner, oft einschäurig, an den Trieben größer, meist mehrschäurig, sonst einander gleich. Die Sporen sind cylindrisch, halbmondförmig gebogen, 0,033–0,050 mm lang, farblos, mit 2 bis 5 Querswänden versehen. Die Sporen keimen im Wasser nach etwa 24 Stunden. Die Infektion scheint an den Befestigungsstellen der Nadelbüschel zu erfolgen. Askosporenfrüchte sind bisher nirgends gefunden worden. Der Pilz ist von Brunchorst nicht benannt worden; Erikson²⁾ hat ihm obigen Namen gegeben, obgleich der Pilz in die Gattung *Cytispora* eingereiht werden müßte. In Norwegen sind große Bestände durch diese Krankheit verwüstet worden. Wo sich dieselbe zu zeigen beginnt, dürfte ein Ausschneiden und Verbrennen der erkrankten Teile anzuraten sein.

XVIII. *Stagonospora* Sacc.

Stagonospora.

Von den übrigen Gattungen durch die ellipsoidischen oder länglichen, mit 2 oder mehr Scheidewänden versehenen farblosen Sporen unterschieden, also der Gattung *Hendersonia* am nächsten verwandt, welche jedoch braun gefärbte Sporen besitzt. Außer vielen saprophyten Arten werden folgende Parasiten erwähnt.

- | | |
|--|---|
| Auf Gräsern. | 1. <i>Stagonospora macrosperma</i> Sacc. et Roum., auf Blättern von Gräsern, Sporen spindelförmig, schwach gekrümmt, 0,085–0,095 mm lang. |
| Auf <i>Carex</i> . | 2. <i>Stagonospora Caricis</i> Sacc. (<i>Hendersonia Caricis</i> Oud.), auf Blättern von <i>Carex muricata</i> . |
| Auf <i>Scirpus</i> und <i>Juncus</i> . | 3. <i>Stagonospora aquatica</i> Sacc., auf Halmen von <i>Scirpus lacustris</i> und <i>Juncus effusus</i> . |
| Auf <i>Luzula</i> . | 4. <i>Stagonospora Luzulae</i> Sacc. (<i>Hendersonia Luzulae</i> West.), auf <i>Luzula</i> . |
| Auf <i>Typha</i> und <i>Sparganium</i> . | 5. <i>Stagonospora Typhoidearum</i> Sacc. (<i>Hendersonia Typhoidearum</i> Desm.), auf Blättern von <i>Typha</i> und <i>Sparganium</i> . |
| Auf <i>Iris</i> . | 6. <i>Stagonospora Iridis</i> C. Mass., auf <i>Iris germanica</i> in Italien. |
| Auf Apfelblättern. | 7. <i>Stagonospora Mali</i> Delacr., auf Apfelblättern in Frankreich; Sporen 0,014–0,015 mm lang. |
| | 8. <i>Stagonospora prominula</i> Sacc. (<i>Hendersonia prominula</i> B. et C.), auf Blättern des Apfelbaumes in Nordamerika. |

¹⁾ Lehrbuch d. Baumkrankheiten. 2. Aufl. Berlin 1889, pag. 126.

²⁾ Botan. Centralbl. 1891, pag. 298.

9. *Stagonospora Mespili* Sacc. (*Hendersonia Mespili* West.), auf *Mespilus*. Blättern von *Mespilus* in Belgien.

10. *Stagonospora Fragariae* Br. et Har., auf Blättern von *Fragaria vesca* in Frankreich.

11. *Stagonospora Ilicis* Grove, auf Blättern von *Ilex Aquifolium* in England. Auf *Ilex*.

12. *Stagonospora ulmifolia* Sacc. (*Hendersonia ulmifolia* Pass.), auf Blättern von *Ulmus campestris* in Italien. Auf *Ulmus*.

13. *Stagonospora hortensis* Sacc. et Malbr., auf Stengeln von *Phaseolus*. *Phaseolus* in Frankreich; Sporen 0,018–0,022 mm lang.

14. *Stagonospora innumerabilis* Fuck., auf den Stängelsfüßeln von *Cytisus sagittalis*. Auf *Cytisus*.

15. *Stagonospora Trifolii* Fautr., und *Stagonospora Dearnessii* Sacc., auf Blättern von *Trifolium repens*, erstere in Frankreich, letztere in Amerika, beide vielleicht identisch. Auf *Trifolium*.

16. *Stagonospora carpathica* Bäuml., auf Blättern von *Melilotus alba* in Ungarn. Auf *Melilotus*.

XIX. *Coniothyrium* Corda.

Die Pykniden sind wie bei *Phoma* häutige, schwarze, kleine, kugelige oder abgeflachte Kapseln, welche unter der Oberhaut der Pflanzenteile mit einer papillenförmigen Mündung hervorbrechen; die Sporen, welche in ihnen gebildet werden, sind kugelig bis ellipsoidisch, einzellig, braun gefärbt. Auch diese Pilze kommen auf krankhaft verfärbten Teilen von Zweigen, Blättern oder Früchten vor; manche Formen nur saprophyt auf schon toten Teilen. *Coniothyrium*.

1. *Coniothyrium Oryzae* Cav., auf den Blättern von *Oryza sativa* in Italien. Auf *Oryza*.

2. *Coniothyrium concentricum* Sacc. (*Phoma concentricum* Desm.), auf Blättern von *Agave*, *Fourcroya*, *Yucca*. Auf *Agave* etc.

3. *Coniothyrium Palmarum*, auf Blättern von *Chamaerops* und *Phoenix*. Auf *Chamaerops* und *Phoenix*.

4. *Coniothyrium borbonicum* Thüm., auf Blättern von *Latania borbonica*. Auf *Latania*.

5. *Coniothyrium Gastonis* Berl. et Vogl., auf den Blättern von *Musa sapientum* in Australien. Auf *Musa*.

6. *Coniothyrium microscopicum* Sacc., auf der Unterseite der Eichenblätter. Auf Eichen.

7. *Coniothyrium Delacroixii* Sacc., auf Blättern von *Helleborus viridis* in Frankreich. Auf *Helleborus*.

8. *Coniothyrium Berberidis* Fautr., auf den Ästen von *Berberis vulgaris* in Frankreich. Auf *Berberis*.

9. *Coniothyrium Bergii* Speg., auf den Dornen von *Berberis heterophylla*.

10. *Coniothyrium Diplodiella* Sacc. (*Phoma Diplodiella* Speg.), auf den Trauben- und Beerenstielen, sowie auf den Beeren des Weinstockes selbst, graue, dunkelgefärbte Flecke erzeugend, in denen die punktförmigen, schwarzen Pykniden sitzen. Die Beeren werden dadurch missfarbig, weich und ver-

trocknen vorzeitig; auch kann bei Infektion des Traubenstriebes die ganze Traube absterben und abfallen. Der Pilz ist seit 1878 in Italien, seit 1886 in Frankreich („Rot blanc“, Weißfäule)¹⁾, dann aber auch in Nordamerika (White-rot genannt)²⁾, 1891 auch in Ungarn³⁾ beobachtet worden. Sporen sind eiförmig oder ellipsoidisch, 0,007—0,011 mm lang. Bei den Kulturversuchen, welche Baccarini⁴⁾ mit den Sporen anstellte, konnte der Pilz auch auf zuckerhaltiger Flüssigkeit bis zur Bildung zahlreicher Pykniden erzogen werden. In andre Teile als in die Früchtchen des Weinstockes drangen die Keimschläuche aber nicht ein; auch sind einzelne Rebenforten in ihren Beeren widerstandsfähiger.

Auf Vitis.

11. *Coniothyrium Berlandieri* *Viala et Sacc.*, auf den Blättern von *Vitis Berlandieri*, *cinerea* und *candicans* in Nordamerika, Sporen birnförmig. 0,016 mm lang.

Auf Euphorbia.

12. *Coniothyrium Euphorbiae* *Berl. et Vogl.*, auf Blättern von *Euphorbia silvatica* in Frankreich.

Auf Jasminum.

13. *Coniothyrium Jasmini* *Sacc.*, auf Zweigen von *Jasminum officinale*.

XX. Diplodia Fr.

Diplodia.

Die Pykniden haben eine sehr dicke, d. h. aus vielen Zellschichten bestehende Haut und stellen schwarze, kugelige Kapseln dar, die mit papillenförmiger Mündung durch die Oberhaut der Pflanzenteile hervorbrechen; ihre Sporen sind bald farblos, bald braun, einzellig oder im reifen Zustande oft zweizellig. Die meisten dieser Pilze leben saprophyt auf toten Pflanzenteilen, parasitär kennt man den folgenden, der, weil er kropfförmige Hypertrophien an den Zweigen von Holzpflanzen erzeugt, abweichend von den verwandten Pilzen sich verhält.

Holzkropf von
Populus tremula.

Diplodia gongrogena *Temme*, verursacht den Holzkropf von *Populus tremula*. Über diese Krankheit ist von Thomas⁵⁾, der sie in Thüringen beobachtete, folgendes mitgeteilt worden. An Stämmen und Zweigen trifft man in größerer Anzahl beisammen Anschwellungen von meist Haselnuß- bis Taubeneigröße, doch sind an Stämmen auch solche von über 65 cm Durchmesser vorgekommen. Sie haben eine unbegrenzte, viele Jahre fortgehende Weiterentwicklung. Die ersten Anfänge wurden an zweijährigen Zweigen in der Nähe der Blattnarben gefunden. Diese bestehen in kleinen Anschwellungen von etwa 1 mm Durchmesser. Die Hypertrophie findet im Rindengewebe statt, und kann den ganzen Zweig umfassen oder einseitig bleiben. Dann tritt auch eine Anschwellung des Holzkörpers ein.

¹⁾ Vergl. Prillieux in *Compt. rend. C III. 2. sem. pag. 652. C V. pag. 1037*, und Viala und Ravaz in *Compt. rend. C VI. 1888, pag. 1711*.

²⁾ Report of the chief of the Section of veget. Pathol. for the year 1887. Departement of agric. Washington 1888.

³⁾ Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 49.

⁴⁾ Appunti per la biologia del *Coniothyrium Diplodiella*. *Malpighia* II. 1888, pag. 325.

⁵⁾ Verhandl. des bot. Ver. d. Prov. Brandenburg 1874, pag. 42. Vergl. auch Temme, über die Pilzkröpfe der Holzpflanzen. *Landwirtsch. Jahrb. XVI, pag. 439*.

Später kann die verdickte Holzstelle durch Verwitterung der darüber liegenden Rinde freigelegt werden. An der Oberfläche der Anschwellungen bemerkt man, so lange die Rinde noch nicht durch Verwitterung zerstört ist, und zwar schon von den ersten Entwicklungsstadien an, feine, schwarze Punkte, die Mündungen runder, schwarzwandiger Pykniden, auf deren Innenwand an kurzen Tragzellen länglich elliptische, 0,03—0,04 mm lange einzellige, farblose Sporen abgeschnürt werden. Das Mycelium findet man stets in dem hypertrophirten Rindengewebe quer durch die Zellen desselben hindurchwachsend, bis in das Holz ist es jedoch nicht zu verfolgen. Die Anschwellungen wären hiernach Mycocecidien. Thomas vermutet, daß das Eindringen des Pilzes an den Blattnarben und an Penticellen erfolgt.

XXI. *Hendersonia Berk.*

Die Pykniden sind dünn- oder dickhäutige, schwarze, kugelige oder niedergedrückte, mit einfacher Mündung durch die Oberhaut der Pflanzenteile hervorbrechende Kapseln, deren Sporen braun, länglich oder spindelförmig, mit zwei oder mehreren Querswänden versehen sind. Die meisten dieser Pilze wachsen saprophyt an toten Pflanzentheilen; parasitische sind folgende bekannt.

1. *Hendersonia foliicola Fockel*, und *Hendersonia notha Sacc.* Auf *Juniperus*. et *Br.*, auf den Nadeln von *Juniperus communis*. Hendersonia.
2. *Hendersonia Aloidess Sacc.*, auf braungefäulnten, trocknen Blättern von *Populus nigra* in Italien. Auf *Populus*.
3. *Hendersonia coryllaria Sacc.*, auf frankten Blattsflecken des Haselstrauchs in Italien. Auf Hasel.
4. *Hendersonia Lupuli Mong. et Lév.*, kommt an den Zweigen des Hopfens vor, wo der Pilz kleine, schwarze Flecke bildet, die keinen bemerkbaren Schaden verursachen; die Pykniden sind kugelig, die Sporen verlängert, spindelförmig, meist gekrümmt, mit 3—4 Querswänden. Auf Hopfen.
5. *Hendersonia Magnoliae Sacc.*, auf weißen Blattsflecken von *Magnolia* in Italien und Frankreich. Auf *Magnolia*.
6. *Hendersonia rupestris Sacc. et Speg.*, auf weißen Blattsflecken von *Capparis rupestris* in Italien. Auf *Capparis*.
7. *Hendersonia theicola Cooke*, auf den Blättern des Theestrauches schädlich, in Ostindien. Auf Theestrauch.
8. *Hendersonia maculans Lév.*, auf weißen Blattsflecken der Camellien. Auf Camellien.
9. *Hendersonia acericola Sacc.*, auf braunen Blattsflecken von *Acer campestre* in Italien. Auf *Acer*.
10. *Hendersonia cornicola (D.C.)* auf trocknen Blattsflecken von *Cornus* in Frankreich. Auf *Cornus*.
11. *Hendersonia Mali Thüm.*, mit flach scheibenförmigen, schwarzen Pykniden auf der Oberseite runder, vertrockneter, violett gefäulnter Blattsflecke der Apfelbäume im österreichischen Küstenlande. Sporen feulenförmig, mit 2—3 Scheidewänden, 0,012—0,015 mm lang, hellgrau. Auf Apfelbaum.
12. *Hendersonia piricola Sacc.*, auf grauen Blattsflecken des Birnbauens in Italien. Auf Birnbaum.
13. *Hendersonia Torminalis Sacc.*, auf kastanienbraunen Flecken an der Blattoberseite von *Sorbus torminalis* und *Aria*. Auf *Sorbus*.

Auf Rosa.

14. *Hendersonia Cynosbati Fuckel*, (*Cryptostictis Cynosbati Sacc.*), auf vertrockneten Früchten von Rosa: die Sporen sind mit einem wimperartigen Anhängsel versehen. Eine verwandte, nicht näher benannte Form beobachtete Sorauer¹⁾ auf Rosenzweigen vieler Stämme einer Rosenschule, wo die Pykniden auf muldenförmig vertieften Wundstellen saßen und Mycelium bis in den Markkörper nachzuweisen war, so daß der Pilz als der Veranlasser dieser kranken Stellen angesehen wurde.

Auf Zwetschen,
Quitten &c.

15. *Hendersonia foliorum Fuckel*, auf kleinen, rundlichen, bräunlichen, trocknen Flecken der Blätter der Zwetschen, Quitten und auch anderer Holzpflanzen; Sporen länglich, etwas gekrümmt, mit 3 Querwänden, 0,015 mm lang, gelb, die oberste Zelle farblos.

Auf
Rhododendron.

16. *Hendersonia Rhododendri Thüm.*, auf Blättern von *Rhododendron hirsutum*.

Auf Solanum.

17. *Hendersonia Dulcamarae Sacc.*, auf trocknen Blattpflecken von *Solanum Dulcamara* in Italien.

Auf Viburnum.

18. *Hendersonia Tini Ell. et Langl.*, auf grauen, purpurrandigen Blattpflecken von *Viburnum Tinus* in Nordamerika.

XXII. Pestalozzia de Not.

Pestalozzia.

Die Pykniden stellen kleine, scheiben- oder polsterförmige, dunkle Sporenhäufchen dar, welche unter der Oberhaut der Pflanzentheile angelegt werden und zuletzt hervorbrechen, aber keine eigentliche, mündungsbildende Hülle besitzen, sondern nur von der zuletzt über ihnen zerreißenen Oberhaut bedeckt sind. Die Sporen sind länglich, mit zwei oder mehr Querwänden versehen und braun gefärbt, also wie bei *Hendersonia*, aber an der Spitze mit einer oder mehreren farblosen Haarzellen besetzt. Hierher gehört eine Anzahl parasitärer Pilze, welche theils auf Blättern, theils auf Stengeln wachsen und verschiedenartige, pathologische Wirkungen hervorbringen.

An Fichten und
Tannen.

1. *Pestalozzia Hartigii Tubenf.*, kommt an jungen Fichten und Tannen in den Saat- und Pflanzkämpen vor und veranlaßt ein Absterben und Vertrocknen der Rinde unmittelbar über dem Erdboden; der Stamm zeigt über dieser Stelle eine Verdickung in Folge des fortgesetzten Dickenwachstums; zuletzt aber werden im Laufe des Sommers die Pflanzen bleich und sterben ab. R. Hartig²⁾ hatte früher die Erscheinung für die Folge von Quetschung der Rinde und des Cambiums durch Blatteisbildung gehalten; Tubenf³⁾ hat in der erkrankten Rinde das Mycelium und die Pykniden des genannten Pilzes gefunden, und sieht diesen als die Ursache an. Die Conidien stehen auf kurzen oder langen Stielen, sind anfangs farblos und einzellig, später ellipsoidisch, durch Querteilung vierzellig, die beiden großen, mittleren Zellen sind dunkel gefärbt, die kleineren Endzellen und die von der oberen Endzelle ausgehenden haarförmigen Anhängsel farblos. Bei der Keimung wird der Keimschlauch nur von einer der drei

¹⁾ Pflanzenkrankheiten, 2. Aufl. II, pag. 388.

²⁾ Allgem. Forst- und Jagdzeitung 1883.

³⁾ Beiträge zur Kenntnis der Baumkrankheiten Berlin 1888, pag. 40.

unteren Zellen getrieben. Die Krankheit ist nach R. Hartig in ganz Deutschland allgemein verbreitet; Ausziehen und Verbrennen der infizierten Pflanzen in den Kämpen ist angezeigt.

2. *Pestalozzia fuscescens* Sorauer¹⁾, auf bleich und zuletzt Auf Corypha. dunkelbraun werdenden, eingesunkenen Flecken der Blattstielbasen von *Corypha australis* in den Palmenzüchtereien, an jungen Exemplaren, welche unter Grau- und Gelbwerden der Blätter und unter Wurzelkrankung zu Grunde gehen. Die punktförmigen, glänzend schwarzen Sporenlager, welche zahlreich auf den kranken Flecken stehen, enthalten spindelförmige, 0,032—0,038 mm lange, fünffächerige Conidien, deren untere Zelle stielförmig, deren mittlere am größten und dunkelsten gefärbt ist, und deren Endzelle 2—3 farblose, divergierende Borsten trägt; der Keimschlauch entwickelt sich meist aus dem der Stielzelle zunächst liegenden Fache. Die von Sorauer ausgesprochene Ansicht, daß dieser Pilz das Eingehen der jungen Corypha-Pflanzen verursacht, ist durchaus unbewiesen; Impfversuche gelangen ihm nicht, und er hat das Mycelium nur unter der Oberhaut der eingesunkenen Blattstellen in die tiefer liegenden Gewebeschichten eindringen sehen. Es macht eher den Eindruck, daß der Pilz auf den schon erkrankten Pflanzen stellenweise sich angesiedelt hat.

3. *Pestalozzia Phoenixis* Grev., auf Blättern von *Phoenix* etc. Auf *Phoenix* und *tylifera* und *Pestalozzia palmarum* Lataniae auf *Latania borbonica*. Latania.

4. *Pestalozzia alnea* Hav. et Br., auf Blättern von *Alnus glutinosa* in Frankreich. Auf *Alnus*.

5. *Pestalozzia laurina* Mort., auf Blättern von *Laurus nobilis* Auf *Laurus*. in Frankreich.

6. *Pestalozzia Guepini* Desm., auf Blättern von *Camellia*, *Citrus*, Auf *Camellia* etc. *Magnolia*, *Amygdalus*, *Rhododendron* und anderen Pflanzen; Sporen Karst., auf 0,020 mm lang.

7. *Pestalozzia Camelliae* Pass., und *Pestalozzia inquinans* *Camellia japonica*.

8. *Pestalozzia Ilicis* West., auf Blättern von *Ilex aquifolium* in Auf *Ilex*. Belgien.

9. *Pestalozzia Thümenii* Speg., auf kleinen, runden, schwarzen, Auf Weinbeeren. erhärteten Flecken reifer Weinbeeren, auf denen die länglich hervorstechenden schwarzen Pykniden stehen, deren Sporen keilsförmig, oben verschmälert, fünffächerig, hell olivenbraun, 0,035 mm lang sind; die untere Zelle der Spore ist stielförmig, die obere schief fahnförmig, mit zwei ziemlich dicken, farblosen Borsten. Nur in Italien beobachtet.

10. *Pestalozzia uvicola* Speg., auf eben solchen Flecken der Weinbeeren, wie der vorige Pilz, sowie auf Weinblättern, in Italien und Frankreich beobachtet. Die Conidien sind spindelförmig, fünffächerig, 0,025 bis 0,030 mm lang, die 3 mittleren Zellen olivenbraun, die Endzellen farblos, die oberen mit drei Borsten.

11. *Pestalozzia viticola* Cav., auf braunen Flecken von Weinbeeren in Italien; Sporen 0,014—0,020 mm lang, mit einer einzigen Borste.

12. *Pestalozzia Fuchsii* Thüm., auf Blättern von *Fuchsia coccinea* im botanischen Garten zu Coimbra. Auf *Fuchsia*.

¹⁾ Pflanzenkrankheiten, 2. Aufl. II, pag. 399.

Auf Rosa. 13. *Pestalozzia compta* Sacc., auf Blättern von *Rosa muscosa*: Sporen mit einer Borste.

Auf Rubus. 14. *Pestalozzia longiseta* Speg., auf Blättern von *Rubus caesius*: Sporen mit mehreren Borsten.

15. *Pestalozzia phyllosticta* Sacc., auf Blättern von *Rubus fruticosus* in Frankreich.

Auf Birnbaum. 16. *Pestalozzia breviseta* Sacc., auf trocknen, grauen, rundlichen Flecken der Blätter des Birnbaumes; Sporen oblong, 0,025–0,026 mm lang, fünffächerig, die 3 mittleren Zellen rußfarben, die obere mit 3 fadenförmigen Anhängseln. Nur in Oberitalien beobachtet.

Auf Pirus etc. 17. *Pestalozzia concentrica* Berk. et Br., auf den Blättern von *Pirus*, *Crataegus*, *Castanea* und *Quercus*; Sporen mit einer Borste.

Auf Photinia. 18. *Pestalozzia Photiniae* Thüm., auf Blättern von *Photinia serrulata* in Italien.

Auf Myrtaceen. 19. *Pestalozzia decolorata* Speg., auf Blättern von Myrtaceen.

Auf Banksia. 20. *Pestalozzia Banksiana* Cavara, auf Blättern einer kultivierten *Banksia* in Italien.

Auf Prunus. 21. *Pestalozzia adusta* E. et E., auf Blättern von *Prunus domestica* in Amerika.

Auf Cercis. 22. *Pestalozzia Siliquastri* Thüm., auf *Cercis Siliquastrum*.

Auf Acacia. 23. *Pestalozzia Acaciae* Thüm., auf Blättern von *Acacia longifolia* und *saligna*.

Auf Arbutus. 24. *Pestalozzia depazeaeformis* Awd., auf den Blättern von *Arbutus Uva ursi* in Tirol.

Auf Lysimachia. 25. *Pestalozzia Nummulariae* Har. et Br., auf Blättern von *Lysimachia Nummularia* in Frankreich.

Kropfgeschwulst an Salix. Anhang. Ein mit dem Namen *Pestalozzia gongrogena* Temme belegter Pilz ist der Veranlasser einer Kropfgeschwulst an den Zweigen von *Salix viminalis*, die von Temme¹⁾ in einer Korbweidenzucht in der Provinz Posen in der Nähe des Warthefflusses beobachtet wurde. An verschieden-alterigen Zweigen saßen bis hühnereigroße, beulenartige Geschwülste. Die Hypertrophie beruht vorwiegend auf einer mächtigen Entwicklung des Rindenkörpers, welcher hauptsächlich aus weiten, unverholzten Parenchymzellen besteht, stellenweise aber Partien meristematischen Gewebes und inselförmige Komplexe von Holzzellen aufweist. Mycelfäden wachsen zwischen den Zellen des Rindengewebes und quer durch die Zellen hindurch; an einzelnen Stellen unter dem Periderm der Geschwulst treten die Mycelfäden reichlicher auf und bilden hier kleine, rundliche Pykniden, welche von einer dünnen, aus braunzelligem Pilzgewebe bestehenden, zuletzt zerreißen Hülle umgeben, aus dem Periderm ziemlich frei hervortreten. Am Grunde und am unteren Theile der Seitenwand werden im Innern der Pyknide auf kurzen Traggzellen cylindrisch beulenförmige, schwach gekrümmte, 0,024 mm lange, farblose Sporen gebildet, welche 2–3 Querswände und an der Spitze eine leicht abgehende, feine Borste besitzen. Hiernach zeigt der Pilz allerdings gewisse Abweichungen von den eigentlichen *Pestalozzia*-Arten, und auch seine abweichende, pathologische Wirkung, insofern er ein Mycocecidium ähnlich wie *Diplodia gongrogena* (C. 438), erzeugt, lassen es vielleicht passender erscheinen, ihn als Vertreter einer eigenen Gattung aufzustellen.

¹⁾ Über die Pilztröpfe der Holzpflanzen, Landw. Jahrb. XVI, pag. 441.

XXIII. Coryneum Nees.

Die Pykniden stimmen mit denen der vorigen Gattung überein, Coryneum.
 aber die länglichen oder spindelförmigen, mit zwei bis mehreren
 Scheidewänden versehenen braunen Sporen besitzen keine Haarzellen.
 Die meisten Arten sind saprophyt.

1. *Coryneum juniperinum* Ellis., auf Nadeln von *Juniperus* Auf *Juniperus*.
communis in Nordamerika; Sporen 0,035—0,040 mm lang.
2. *Coryneum foliicolum* Fuckel, auf braunen Blattflecken von Auf *Quercus* etc
Quercus, *Crataegus* und *Rubus*; Sporen 0,017 mm lang.
3. *Coryneum concolor* Penz., auf Blättern von *Citrus*-Arten in Auf *Citrus*.
 Gewächshäusern in Italien; Sporen 0,010—0,011 mm lang.
4. *Coryneum pestalozzioides* Sacc., auf Blättern von *Crataegus* Auf *Crataegus*.
Oxyacantha in Italien; Sporen 0,009 mm lang.

XXIV. Camarosporium Schulze.

Die Pykniden sind dickhäutige Kapseln, wie bei *Hendersonia*, aber Camarosporium.
 die Sporen sind durch Quer- und Längswände mauerförmig viel-
 zellig, braun gefärbt. Die meisten Arten sind Saprophyten auf
 toten Zweigen; parasitisch sind folgende bekannt geworden.

1. *Camarosporium Cookeanum* Sacc. (*Hendersonia Cookeanum* Auf Weinblättern
Speg.), auf weißlich-grauen Flecken der Weinblätter in Italien.
2. *Camarosporium suseganense* Sacc., auf Blättern von *Capparis* Auf *Capparis*.
rupestris in Italien.
3. *Camarosporium Roumeguerii* Sacc., auf *Salicornia* und Auf *Salicornia*
Kochia in Frankreich. und *Kochia*.
4. *Camarosporium Grossulariae* Briard. et Har., auf lebenden Auf Stachel-
 Zweiglein der Stachelbeeren in Frankreich. beeren.
5. *Camarosporium Lantanae* Sacc., (*Hendersonia Lantanae* Auf *Viburnum*.
Fleisch.) auf Blättern von *Viburnum Lantana*.

**G. Pyrenomyceten, welche regelmäßig Perithezien bilden, die zahl-
 reich beisammen meist als Höhlungen in einem in der Blattmasse
 gebildeten Stroma auftreten und durch geschlechtliche Befruchtung
 mittelst Spermarien, die aus vorausgehenden Spermogonien
 kommen, entstehen.**

In der Überschrift sind die sehr charakteristischen mykologischen Pyrenomyceten,
 Merkmale ausgedrückt, durch welche diejenigen parasitischen Pilze aus- welche
 gezeichnet sind, welche wir im folgenden zusammenstellen. Es sind Perithezien und
 sämtlich Blätter bewohnende Parasiten, deren Mycelium das ganze Spermogonien
 Blattgewebe durchdringt und im lebenden Zustande des Blattes keine bilden.
 andern Organe als Spermogonien bildet, deren Spermarien um diese
 Zeit bereits die Anlagen der zukünftigen Perithezien befruchten. Coni-
 dien werden nicht gebildet. Erst im abgestorbenen Blattkörper, der sich
 oft durch die weitere Verdichtung der Myceliumsfäden zu einem Stroma

von pilzlicher Struktur umwandelt, werden nach Ablauf des Winters die in der Blattmasse, beziehentlich im Stroma eingesenkten durch einen halsförmigen Porus nach außen geöffneten, punktförmig kleinen Peritheccien reif und spritzen ihre Sporen aus dem Porus in die Luft, auf welchem Wege sie zu den neuen Frühlingsblättern gelangen und dieselben infizieren. Wegen dieser bei allen sicher hierher gehörigen Pilzen gleichförmigen Lebensweise liegt auch das allgemeine Bekämpfungsmittel derselben in der Vernichtung der pilzbefallenen Blätter vor Beginn des Frühlings.

I. *Polystigma Tul.*

Polystigma.

Das Stroma dieser Pilze ist ein die ganze Dicke der Blattmasse einnehmendes flaches Lager, von leuchtend roter Farbe und von fleischiger Beschaffenheit. Am grünen Blatte enthält es zahlreiche, durch ebensoviele punktförmige Mündungen sich nach außen öffnende, kugelige Höhlungen, welche Spermogonien darstellen (Fig. 76 A u. B), aus denen

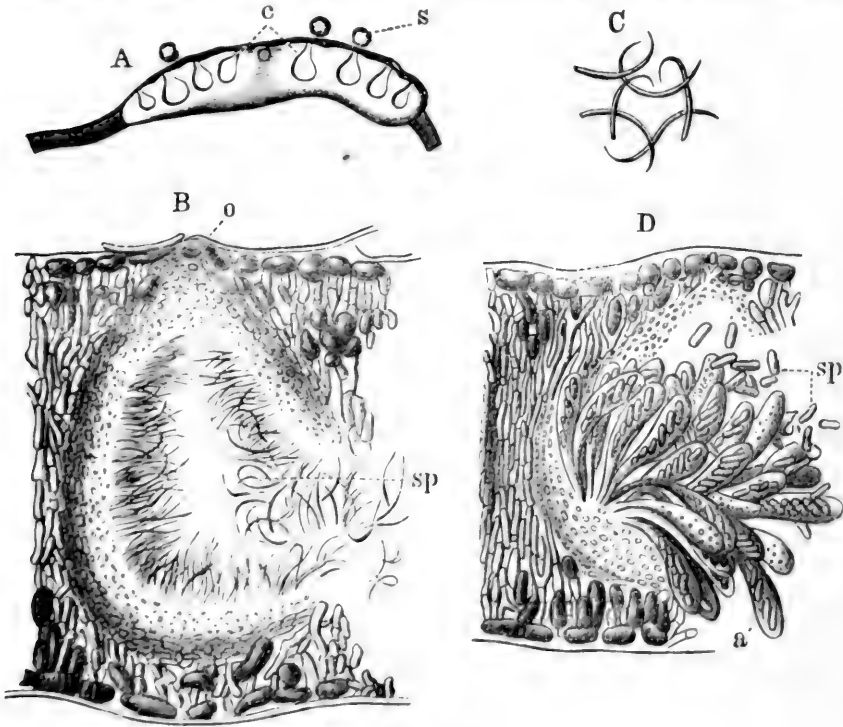


Fig. 76.

Polystigma rubrum Tul. A Durchschnitt durch das rote Stroma auf einem Pflaumenblatte; c die an der Oberfläche mündenden Spermogonien; bei ss ausgestoßene Schleimtröpfchen mit Spermation. Schwach vergrößert. B Durchschnitt eines Spermatogoniums, o Mündung, sp Spermation. Stark vergrößert; nach Tulasne. C Spermation, sehr stark vergrößert. D Durchschnitt durch ein überwintertes Stroma mit einem darin eingesenkten Peritheccium a mit reifen Sporenschläuchen und Sporen sp. Stark vergrößert. Nach Tulasne.

fadenförmige, hafig gekrümmte Spermatien entlassen werden. Die Perithezien entwickeln sich erst während des Winters an dem abgefallenen Blatte, wo das Stroma dann braun geworden ist und die Spermogonien verschwunden sind. Sie enthalten keulenförmige Sporenschläuche mit je acht oblongen, einzelligen, farblosen Sporen.

1. *Polystigma rubrum* Tul. (*Xyloma rubrum* Pers., *Dothidea* Rotflecken der rubra Fr.), die Ursache der Rotflecken der Pflaumenblätter. Die auf Pflaumenblätter, den Blättern der Pflaumenarten und der Schlehen im Hochsommer häufig vorkommenden feuerroten Flecke sind das Stroma des genannten Pilzes. Sie sind auf beiden Seiten des Blattes zu sehen, wenig dicker als dieses, im allgemeinen von rundlichem, jedoch nicht ganz regelmäßigem Umriß und meist ansehnlicher Größe, indem nicht selten ein einzelnes Stroma die Hälfte und mehr der ganzen Blattfläche einnimmt oder mehrere zusammengefloßene auf einem Blatte sich zeigen. Das Stroma wird vom Blattgewebe und vom Pilze zugleich gebildet. Die Epidermis bleibt nämlich unverfehrt erhalten und das Mesophyll wird sogar etwas hypertrophisch, es entwickelt sich zu einem parenchymatösen, von den Fibrovasalsträngen durchzogenen Gewebe, dessen Zellen chlorophylllos sind und welches reichlich durchwuchert ist von den kräftigen Fäden des Pilzes. Das Stroma ist daher von etwas fleischiger Beschaffenheit; die rötliche Farbe ist den Pilzfäden eigen. Das stärkere Wachstum des Mesophylls hat zur Folge, daß das Stroma an der Unterseite des Blattes ein wenig erhaben wird. An dieser Seite bemerkt man auf demselben sehr kleine, dunklere Pünktchen, die porenförmigen Mündungen der Spermogonien. Letztere bilden sich im Stroma dadurch, daß an gewissen Stellen die Pilzfäden zu dichten Knäueln sich verflechten und letztere sich zu einem kugelförmigen Behälter erweitern, welcher mit seinem zur Mündung sich ausbildenden Scheitel die Epidermis der unteren Seite des Stroma durchbricht und auf seiner Innenwand mit dichtstehenden, geraden, einfachen Fäden bekleidet ist, auf denen die Spermatien abgeknüpft werden. Letztere sind fadenförmig, 0,03 mm lang, nach oben verdünnt und hakenförmig gekrümmt (Fig. 76 ¹⁾). Dieselben werden aus der Mündung der Spermogonien in Menge ausgestoßen, und zwar in einer schleimigen Masse eingebettet, die man als kleine Schleimtröpfchen oft auf den Mündungen der Spermogonien bemerkt. Anderweite Organe, insbesondere Conidien oder Perkoniden bildet der Pilz in diesem Zustande nicht. Erst wenn das Blatt abgefallen ist, werden in dem Stroma die Perithezien ausgebildet, welche zuerst von Tulasne¹⁾ gefunden wurden. Über ihre Entstehung und über die Rolle, welche die Spermogonien dabei spielen, ist aber erst durch die gleichzeitigen übereinstimmenden Beobachtungen von Fitch²⁾ und mir³⁾ Aufklärung erfolgt. Wir fanden, daß die ersten Anlagen der künftigen Perithezien schon im Juli in dem Stroma des noch lebenden Blattes auftreten in Form rot-

¹⁾ Selecta Fungorum Carpologia II, pag. 76.

²⁾ Beiträge zur Entwicklungsgeschichte einiger Ascomyceten. Bot. Zeitg. 1882, Nr. 19.

³⁾ Über einige neue und weniger bekannte Pflanzenkrankheiten. Landwirtsch. Jahrbücher XII. pag. 528, u. Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. I. 1883, pag. 58.

gefärbter, kleiner, runder, Ballen pseudo-parenchymatischen Pilzgewebes, welche ebenso wie die Mündungen der Spermogonien und zerstreut zwischen ihnen an der Unterseite des Stromas sich befinden, und zwar liegt jede solche Anlage jedesmal unter einer Spaltöffnung. In dieser Anlage differenziert sich ein dickerer, schraubig gewundener Pilzfaden, dessen Ende aus der Spaltöffnung als ein gerader, ziemlich dicker Faden frei an die Oberfläche hervorragt. In diesem Faden fangen sich die häufig gekrümmten Spermarien und verwachsen und verschmelzen mit ihm. Später werden diese hervorgestreckten Fäden wieder undeutlich und verschwinden; die durch jenen Vorgang befruchtete Peritheciananlage beginnt aber nun sich allmählich zu entwickeln. Der Vorgang ist also als ein Befruchtungsakt anzusehen, der, was die beteiligten Organe anlangt, die größte Übereinstimmung mit demjenigen der Florideen und mancher Flechten zeigt. Der spiralige Faden in den Peritheciananlagen entspricht dem Askogon, aus welchem später die Sporenschläuche durch Sprossung hervorgehen, sein frei hervorragendes Ende der Trichogyne; die Spermogonien aber sind die männlichen Organe, ihre Spermarien keine Sporen, sondern die Befruchtungskörperchen. Während des Winters ruht die Entwicklung der jungen Perithezien; ungefähr im April aber erreichen sie ihre Reife. Bis dahin hat auch das Stroma bemerkenswerte Veränderungen erfahren, durch welche augenscheinlich in vorteilhafter Weise für die Ausfaat der nun allmählich reifenden Sporen gesorgt wird. Der übrige Teil des Blattes ist während des Liegens auf dem Erdboden bis dahin meist verwest, und es sind nur die Stromata übrig geblieben; diese sind jetzt härter, mehr korkartig, braun oder schwärzlich geworden und haben sich meist noch stärker gekrümmt, indem sie sattelförmig oder etwa wie eine Krebschale aussehen und in dieser Form reichlich auf dem Boden liegen unter solchen Bäumen, welche den Pilz im Jahre vorher gehabt haben. Die nach außen gefehrte Konvexität dieser Körperchen entspricht der morphologischen Unterseite, an welcher die Perithezien angelegt worden und an welcher jetzt die porenförmigen Mündungen derselben gelegen sind, aus denen die reifen Sporen ins Freie gelangen müssen. Das reife Perithecium (Fig. 76 I) hat sich zu einer Höhlung im Stroma erweitert, auf deren Innenwand zahlreiche Sporenschläuche sitzen. Jeder der letzteren enthält acht länglichrunde, einzellige, farblose, 0,009 bis 0,012 mm lange Sporen. Auf welche Weise diese Sporen aus den auf dem Erdboden liegenden Stromaten befreit und behufs Infektion des neuen Laubes in die Höhe gelangen, war zunächst weder mir noch Fisch klar geworden. Nachträglich habe ich diesen Vorgang genau ermittelt¹⁾. Die Sporen werden durch einen eigentümlichen Mechanismus aus den Mündungen des Perithecium mit Gewalt herausgespritzt. Die Sporenschläuche erreichen ihre Reife nicht gleichzeitig, sondern einer nach dem andern. In dieser Aufeinanderfolge wachsen sie mit ihrem Scheitel in den Porus des Peritheciums von innen hinein; sie befinden sich dann im höchsten Zustande der Turgeszenz, der endlich ein plötzliches Ausplatzen am Scheitel bedingt, wodurch der Inhalt des Sporenschlauches aus der Perithecium-Mündung herauschießt. Wenn ich in einiger Höhe über angefeuchteten Stromaten eine Glasplatte anbrachte, so wurden die Sporen reichlich an der Unterseite

¹⁾ Die jetzt herrschende Krankheit der Süßkirschen im Altlande. Landwirtsch. Jahrbuch 1887.

der Platte angeworfen, wo sie kleben blieben und unter dem Mikroskope erkannt werden konnten. Die Sporen werden also thatsächlich von den am Boden liegenden Pilzkörpern in die Luft emporgeschossen, wo sie dann natürlich durch die Luftströmungen auch passiv nach den Blättern des Baumes getragen werden. Durch Auslegen pilzbehafteter Herbstblätter unter junge Pflaumenbaumpflanzen im Frühlinge ist mir auch wiederholt mit Leichtigkeit und Sicherheit die Infektion gelungen, sowohl wenn die Pflanzen unter Glasglocken gehalten wurden als auch wenn ich den Versuch im Freien vornahm. An fast allen Blättern solcher Pflanzen kamen im Juli die charakteristischen roten Polystigma-Flecke zur Entwicklung. Auch mikroskopisch konnte ich die Infektion verfolgen. Die Sporen sind nach Befreiung aus den Ascis sofort keimfähig; auf Wasser oder sonst auf feuchter Unterlage treiben sie einen kurzen Keimschlauch, der an seiner Spitze zu einer Anschwellung wird, die den ganzen Inhalt der Spore aufnimmt, sich durch eine Querswand abgrenzt und bräunliche Farbe annimmt; es ist ein Haftorgan (Appressorium), welches der Unterlage dicht anliegt und wenn diese ein Pflaumenblatt ist, einen schlauchartigen Fortsatz durch die Außenwand der Epidermiszelle treibt, welcher dann zu dem endophyten Mycelium heranwächst. Am 24. April mit Sporen infizierte Blätter hatten am 20. Mai gelbliche oder rötliche Flecke an den besäeten Stellen bekommen und zeigten am 30. Mai bereits die ersten Spermogonien in dem inzwischen zum Stroma erstarrten Pilze. Die Krankheit wird also jedes Jahr von neuem durch direkte Sporeneinfektion erzeugt. Ein Perennieren des Myceliums in den Zweigen des Baumes findet nicht statt, wie ich gezeigt habe; das Mycelium bleibt auf die roten Flecke in den Blättern beschränkt.

Die Krankheit ist für den Baum jedenfalls nachteilig. Man sieht oft Pflaumenbäume, deren ganzes Laub rotsfleckig ist. Zwar bleiben die befallenen Blätter ziemlich lange lebend am Baume, aber die zahlreichen großen Flecke an und für sich verkleinern den grünen Teil der Blattoberfläche und beeinträchtigen somit die Assimilation.

Nach der jetzt vollständig bekannt gewordenen Lebensweise des Pilzes beruht die Bekämpfung der Krankheit auf der Vernichtung der pilzbefallenen alten Pflaumenblätter, durch welche allein der Pilz von einem Jahre auf das andre sich fortpflanzt. Also Zusammenharten des abgefallenen Herbstlaubes unter den Bäumen und Verbrennen desselben oder frühes Umgraben des Bodens unter den Bäumen vor dem Laubausbruch, um die daselbst liegenden Blätter und Stromata unschädlich zu machen.

2. *Polystigma ochraceum* (Wahlenb). Sacc. (*Polystigma fulvum* Tul., *Dothidea fulva* Fr.), auf den Blättern von *Prunus Padus* dem vorigen Pilze fast ganz gleiche, aber lebhaft orangegelbe Flecke bildend, häufiger in den Gebirgsgegenden als im Tieflande. Die Entwicklung des Pilzes dürfte mit derjenigen des vorigen ganz übereinstimmend sein. Nach Cornu¹⁾ soll derselbe Pilz auch auf den Mandelbäumen in Südfrankreich auftreten.

II. *Gnomonia* Ccs. et de Not.

Die Perithecien sitzen ebenfalls gesellig in fleckenförmigen Stellen von Blättern, jedoch ohne deutliche Stromabildung, vielmehr jedes

¹⁾ Compt. rend. 1886, pag. 981.

mit eigener, dunkelbraun gefärbter Perithecienvand umgeben, welche an der Blattoberfläche mittelst einer cylindrischen, schnabelförmig verlängerten Mündung hervorragt (Fig. 79). Die Sporenschläuche sind denen der vorigen Gattung ziemlich ähnlich, ohne Paraphysen, mit am Scheitel ringförmig verdickter Haut, und enthalten ebenfalls je acht länglich ei- oder keulenförmige, ein- oder zweizellige farblose Sporen, welche bei der Reife ebenso wie bei der vorigen Gattung ausgespritzt werden. Die Perithezien reifen meist erst am abgestorbenen Blatte; bei einigen Arten gehen denselben amnoch lebenden Blatte Spermogonien voraus, welche in einem bekannten Falle ebenso wie bei der vorigen Gattung als männliche Befruchtungszellen fungieren. Trotz gewisser Verschiedenheiten ist die natürliche Verwandtschaft dieser Gattung mit der vorigen eine sehr innige. Bisher sind freilich von den Mykologen eine Menge Formen in diese Gattung gestellt worden, die vielleicht in ihrer Entwicklungs- und Lebensweise, die noch unbekannt ist, weiter abweichen. Von den meisten Formen kennt man nur die auf abgestorbenen Pflanzenteilen zu findenden Perithezien. Ob diesen ein parasitärer Zustand bei Lebzeiten des Pflanzenteiles vorausgeht, ist unbekannt. Wir führen hier nur die sicher als parasitär erkannten Formen an und bemerken, daß die mit einzelligen Sporen versehenen Arten von Saccardo als *Gnomoniella* unterschieden werden, doch ist oft die Scheidewandbildung undeutlich und unsicher.

Blattflechte der
Süßkirschen.

1. *Gnomonia erythrostoma* Fuckel (*Sphaeria erythrostoma* Pers.). Die Ursache der Blattkrankheit oder Blattflechte der Süßkirschen. Über die Entwicklungsgeschichte dieses Pilzes und über die Krankheit, die er verursacht, sind von mir Untersuchungen veröffentlicht worden¹⁾, denen die folgenden Angaben entnommen sind. Bei dieser Krankheit bekommen die erwachsenen Blätter im Laufe des Sommers Flecke etwa von der Größe eines Fünfpennigstückes oder noch größer, die jedoch anfangs nur wenig bemerkbar sind, weil sie nur durch einen etwas mehr gelbgrünen Farbenton von dem übrigen Blatte sich abheben, und lange Zeit frisch bleiben. Man findet in diesen Blattpartien ein endophytes Mycelium, bestehend aus sehr dicken, schlauchförmigen, hier und da mit Querswänden versehenen Fäden, welche sich zwischen den Mesophyllzellen verbreiten und sich dicht an dieselben anlegen. Seltener und namentlich bei Infektion jüngerer Blätter erscheint die Krankheit in Form kleiner, aber rasch trocken und bräunlich werdender Spritzflecken in dem im übrigen grün bleibenden Blattkörper; und auch hier läßt sich das Pilzmycelium in dem toten Blattfleck nachweisen. Die Spermogonien entstehen in den gewöhnlichen, lange frisch bleibenden Flecken erst im Laufe des Juli und August, und zu dieser Zeit tritt auch der Blattfleck durch Gelb- oder Bräunlichwerden, also durch den Beginn des Absterbens schärfer hervor. Die Spermogonien stehen zahlreich und zerstreut

¹⁾ Die jetzt herrschende Krankheit der Süßkirschen im Altland. Berlin 1887. Separatabdruck aus Landw. Jahrbücher 1887.

auf der Unterseite der Blattsfleck, als 0,07—0,09 mm große, rundliche Säckchen, welche unmittelbar unter der Epidermis sitzen. Wegen ihrer Kleinheit sind sie nur mit der Lupe deutlich als kleine hellbräunliche Pünktchen zu erkennen. An ihrem Scheitel zerreißt ihre Wand unregelmäßig und läßt eine Menge von Spermatien hervorquellen, welche 0,014—0,016 mm lang sind und in der fischel- oder hakenartig gekrümmten fadenförmigen Gestalt sehr denen von *Polystigma* gleichen. Mit der letzteren haben sie auch die gleiche physiologische Bedeutung; es sind nämlich Befruchtungszellen, welche mit trichogyneartigen Pilzfäden kopulieren, die zahlreich ringsum jedes Spermogonium aus den Spaltöffnungen der Epidermis um die Zeit hervorgestreckt werden, wo die Spermogonien reif sind, d. h. ihre Spermatien austreten lassen. Jede solche Trichogyne entspringt von einem kleinen Knäuel von Pilzfäden, welcher unmittelbar unter der Spaltöffnung liegt; er stellt die Anlage des zukünftigen Peritheciums dar und entwickelt sich infolge der Befruchtung zu einem solchen. Auch hier geschieht diese Peritheci-Entwicklung während der Zeit vom Spätsommer bis zum nächsten Frühling, aber die Verhältnisse weichen von denen bei *Polystigma* insofern ab, als die pilzbehafteten Blätter hier nicht vom Baume abfallen, sondern mit ihren Stielen, die sich dann hakenförmig umkrümmen und nicht abbrechen, fest an den Zweigen auf dem Baume sitzen bleiben. Die kranken Bäume bieten daher, besonders wenn die meisten ihrer Blätter befallen sind, während des Winters ein eigentümliches Bild dar; sie tragen ihre braunen, vertrockneten Blätter an den Zweigen und sehen aus, als wenn ein Feuerbrand über sie gegangen wäre. Durch das Sitzenbleiben an den Zweigen im Winter verrät sich aber auch jedes einzelne pilzbehaftete Blatt, denn die gesunden fallen regelmäßig ab. Selbst im Frühling, wenn das neue Laub erscheint, sitzen noch alle verpilzten Herbstblätter an den Zweigen und tragen den stärksten Winden. Die Reifung der Perithezien vollzieht sich also hier an der Luft, nicht auf dem Erdboden, wie bei *Polystigma*. In dieser Beziehung erweist

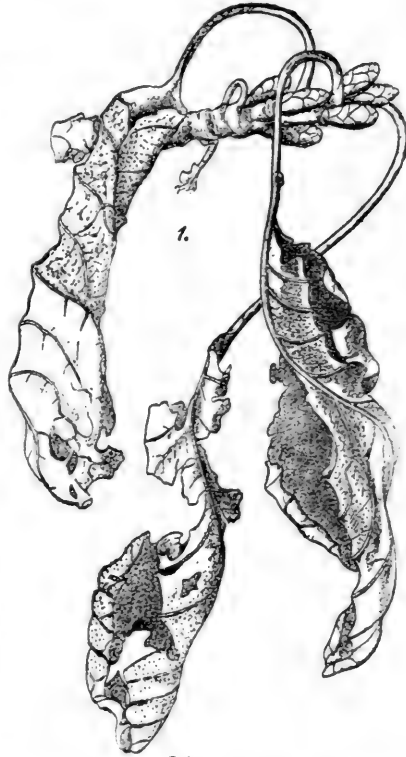


Fig. 77.

Winterzweig eines Kirschbaums mit sitzen gebliebenen, verpilzten Blättern, welche Perithezien von *Gnomonia erythrostoma* tragen.

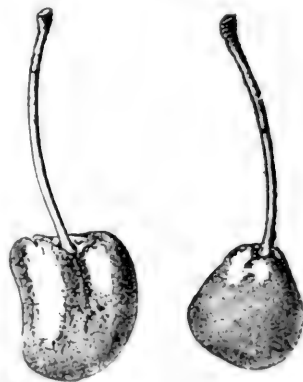


Fig. 78.

Von *Gnomonia erythrostoma* befallene und verkrüppelte Kirschen.

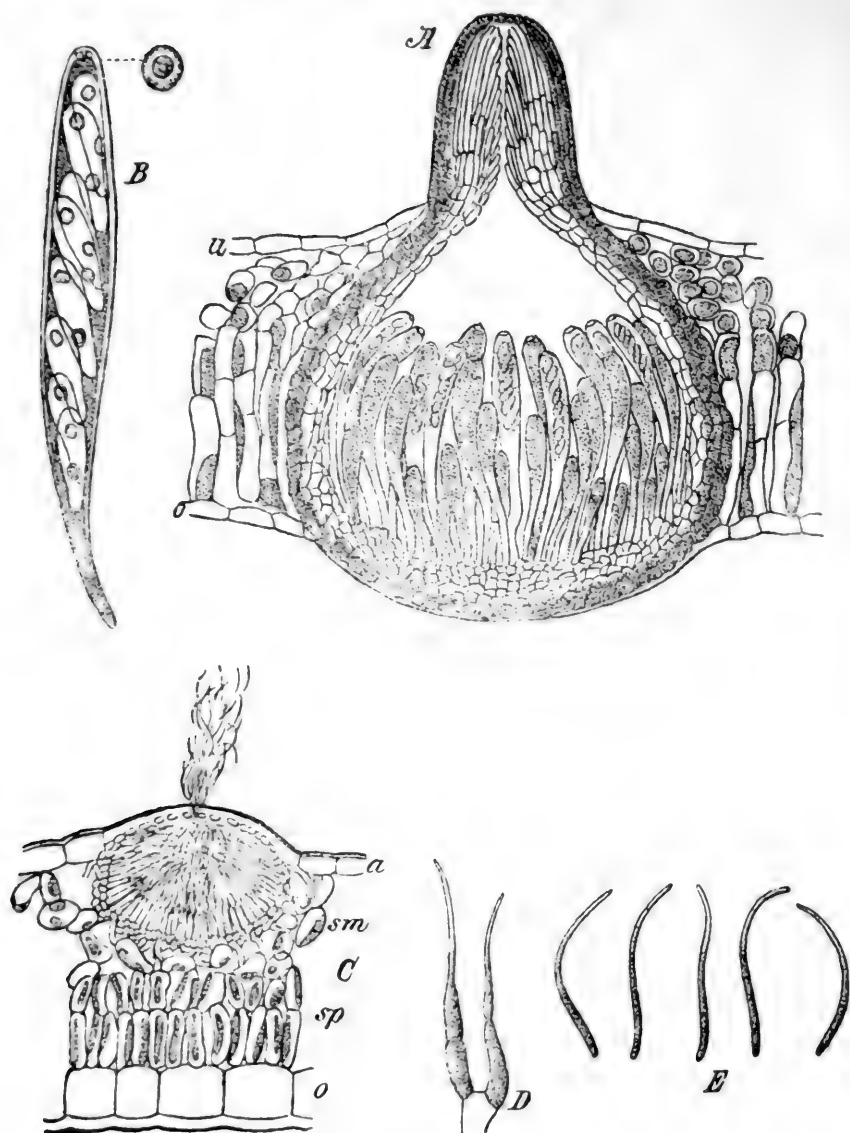


Fig. 79.

Gnomonia erythrostoma. A ein reifendes Perithecium in einem überwinterten Kirschblatte im Frühling. Die halsförmige Mündung ragt über die Epidermis der Blattunterseite *a* hervor; *o* Blattoberseite. Im Grunde der Peritheciumhöhle die Sporenschläuche, 260fach vergrößert. B ein Sporenschlauch mit acht Sporen, 660fach vergrößert. Oben die ringförmige Membranverdickung des Sporenschlauches, welche zur Exakulation der Sporen behilflich ist, zur Seite in der Scheitelansicht gesehen. C Durchschnitt durch ein noch lebendes Blatt im Sommer mit einem Spermogonium, welches durch die Epidermis der Blattunterseite *a* Spermationen nach außen ausstößt; *o* Epidermis der Blattoberseite, *sp* Balissadenparenchym, *sm* Schwammparenchym. 260fach vergrößert. D Spermationen abknürende Fäden aus der inneren Wandbekleidung des Spermogoniums. E isolierte Spermationen. D und E 660fach vergrößert.

sich aber das Hängenbleiben des Blattes als ein für den Pilz äußerst vorteilhafter Umstand. Das Blatt wird dadurch vor den raschen Zersetzungen, die es beim Liegen auf dem feuchten Erdboden bis zum Frühjahr erleiden würde, geschützt, denn die abgefallenen Kirschblätter sind bis zum Frühling verweset, während die an den Zweigen verbliebenen noch kaum verändert sind. Damit hängt es aber auch anderseits zusammen, daß *Gnomonia erythrostoma* kein Stroma wie *Polystigma* in der Blattmasse entwickelt; hier sitzen in der letzteren die Perithecieen unmittelbar; sie würden also durch die Verwesung der Blattmasse am Boden aus dieser gelöst werden und verloren gehen. *Polystigma*, welches seine Blätter abfallen läßt, muß für die Erhaltung seiner Perithecieen durch die Entwicklung eines resistent bleibenden Stromas sorgen. Nun ist aber das Eigenbleiben der Kirschblätter auch ein Werk des Pilzes, wie ich nachträglich nachgewiesen habe¹⁾. Es ist nicht die bloße Folge des vorzeitigen Absterbens und Trockenwerdens des Blattes bevor die natürliche Trennungsschicht im Grunde des Blattstiels gebildet ist, sondern die Myceliumfäden des Pilzes dringen in jedem pilzbefallenen Blatte bis in den Stiel desselben rückwärts, durchwuchern denselben so reichlich, daß sie mit den Zellen desselben zu einem mumienartig erhärtenden Gewebe sich vereinigen, also ein Stroma bilden, so daß man also sagen kann, die Bildung eines Stroma, in welchem allerdings keinerlei Perithecieen des Pilzes gebildet werden, ist hier in den Blattstiel verlegt, im Einklange mit den andern biologischen Verhältnissen der *Gnomonia*. Keine Winterkälte vernichtet den Pilz in den Blättern, er reißt sicher seine Perithecieen im Frühling; aber erst gegen Ende April, also zur Zeit, wo das neue Laub erscheint, erreichen die Perithecieen ihre Reife, indem sie jetzt erst fertige Sporen enthalten. Dem unbewaffneten Auge erscheinen sie als zahlreiche schwarze Pünktchen, welche auf dem ehemals kranken Blattfleck zerstreut stehen. Ein reifes Perithecium nimmt den ganzen Dickendurchmesser des Blattes ein, etwa 0,3 mm im Längsdurchmesser, von der Form einer Flasche, deren runder, braungefärbter Bauch in der Blattmasse sitzt und deren cylindrisch verlängerter, rötlichbrauner Hals an der Unterseite des Blattes ziemlich weit hervorragt (Fig. 79A). Im Grunde des Bauches sitzen zahlreiche Sporenschläuche, ohne Paraphysen, jeder mit acht ellipsoidisch eiförmigen, 0,014—0,016 mm langen, einzelligen, farblosen Sporen. Ich habe gezeigt, daß auch hier die Sporen aus den Hälsen der reifen Perithecieen ausgespritzt werden, und daß dazu ein Wechsel in den Feuchtigkeitsverhältnissen des Blattes und der Perithecieen Bedingung ist, bei anhaltender Trockenheit also beeinträchtigt wird, ferner daß die Sporenschläuche nach und nach reifen und zur Sporen-Ejakulation kommen, und daß dies bis weit in den Sommer hinein fortgeht. Da die alten Blätter mit den Perithecieen hier in unmittelbarer Nähe der neuen Blätter sich befinden, so wird durch das fortdauernde Ausschleßen der Sporen in die Luft die Infektion eine sehr ausgiebige. Auch die Infektion selbst ist von mir verfolgt worden. Die Sporen keimen auf feuchter Unterlage schon nach fünfzehn Stunden; sie treiben einen Keimschlauch, der oft mit erweiterten, sich bräunenden Ausfackungen (Appressorien) an der Unterlage sich anlegt. Erfolgt die Keimung auf einem Kirschblatte oder einer Kirsche, so bohrt sich der

¹⁾ Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 17.

Reinschlauch meist unmittelbar nach seinem Austreten aus der Spore durch die Außenwand in die Epidermiszelle ein.

Das Mycelium des Pilzes ist auf die Blätter, beziehentlich auf die Früchte beschränkt; es dringt nicht in die Zweige ein und perenniert also auch nicht in denselben. Der einzig mögliche Weg der Wiederentstehung der Krankheit in jedem Jahre liegt also in der Neuinfektion vermittelt der Sporen, welche in den überwinterten Peritheciën alljährlich erzeugt werden.

Der Charakter dieser Krankheit liegt einerseits in der Beschädigung der grünen Blätter. Wenn der größte Teil des Laubes alljährlich in dieser Weise erkrankt, so leidet darunter der Gesundheitszustand des ganzen Baumes; allmählich zunehmendes Absterben der Äste, die wegen der Störung des Blattapparates nicht mehr genügend ernährt werden, schreitet immer weiter fort und kann den Baum zum Absterben bringen. Besonders verderblich wird der Pilz aber dadurch, daß er auch die Kirschenfrüchte kurz vor der Reife befällt, wodurch das Fruchtfleisch in seiner Ausbildung behindert wird, die Kirschen verkrüppeln (Fig. 78), oft aufspringen und verderben und unverkäuflich werden. Letzterer Schaden ist besonders dann zu erwarten, wenn der Pilz bis zu hochgradiger Laubbefallung gekommen ist, wie bei dem gleich zu erwähnenden epidemischen Auftreten der Krankheit. In so erkrankten Kirschen konnte ich ebenfalls das Mycelium der *Gnomonia* nachweisen; Spermatogonien bildet der Pilz jedoch hier nicht, natürlicherweise auch keine Peritheciën.

Der Kirschblattpilz wächst nur auf den Süßkirschenbäumen, die Sauerkirschbäume sind dagegen immun und selbst bei stärkstem Auftreten des Pilzes auf den Süßkirschen völlig gesund. Auch an den Pflöpfungen einer Art auf die andre markiert sich dies auffallend.

Der Pilz ist in Europa weit verbreitet¹⁾, tritt jedoch meistens nur vereinzelt an den Blättern auf und macht dann keinen bemerkenswerten Schaden. Daß er aber zu einer großen, verderblichen Epidemie sich entwickeln kann, beweist der von mir näher untersuchte Fall im Altenlande. In diesem ca. 2¹/₂ Quadratmeilen umfassenden, im Marschgebiete an der Unterelbe zwischen Harburg und Stade gelegenen, fast ausschließlich Obstbau treibenden Lande hatte sich die Krankheit seit dem Jahre 1879 alljährlich immer weiter ausgebreitet und derart verstärkt, daß bis 1886, wo ich die Untersuchung begann, die Kirschbäume, welche dort in vielen Obsthöfen fast das einzige Obst sind, dem Untergange entgegen zu gehen schienen. Fast kein einziges Blatt fiel mehr im Herbst ab, und die Kirschenernte war wegen des Mißratens fast aller Früchte jedes Jahr fast vernichtet. Die Erklärung dafür, daß der ziemlich verbreitete Pilz im Altenlande zu einer solchen Epidemie sich entwickeln konnte, liegt erstens darin, daß die Bedingungen für seine Entwicklung dort ungemein günstige sind: das feuchte Seeklima, die Feuchtigkeit des Bodens, welche durch die stets mit Wasser sich füllenden Gräben, die die Ackerstücke durchziehen, bedingt wird, sowie die dichte Stellung der Obstbäume, welche ein abgeschlossenes Laubdach über den Ackerstücken bilden; zweitens aber auch dadurch, daß gegen die einmal aufgekommene Epidemie keinerlei Maßregeln ergriffen wurden.

Das sichere Mittel zur Bekämpfung und Ausrottung des Pilzes liegt darin, daß die auf den Bäumen den Winter über sitzen bleibenden, pilz-

¹⁾ Vergl. Frank, in Hedwigia 1888, pag. 18.

behafteten Blätter vor Beginn des Laubaussbruches abgepflückt und verbrannt werden, um die Perithezien des Pilzes zu zerstören. In der Altengländers Kalamität wurde diese von mir angeordnete Maßregel durch polizeiliche Verfügung systematisch im ganzen Lande durchgeführt. Schon nach dem ersten Jahre zeigte sich der Erfolg auffallend²⁾, und nach dem zweiten Jahre waren überhaupt nur noch mit Mühe einzelne sitzengebliebene Blätter im Winter an den Bäumen zu finden, die Kirschenenernte aber seit acht Jahren zum erstenmal wieder reichlich und gesund.

2. *Gnomonia leptostyla* Ces. et de Not., erzeugt auf den Blättern des Walnußbaumes rundliche oder unregelmäßige, graubraune Flecke. Auf Walnußbaum. Der Pilz bildet an der Blattunterseite Conidienträger in braunen Häufchen mit 0,020—0,025 mm langen, spindelförmigen, gekrümmten, an den Enden zugespitzten, zweizelligen, farblosen Conidien (die als *Marsonia Juglandis* Lib. bezeichnete Form). Später bilden sich an der Unterseite die dicht und zahlreich in der Blattmasse ohne Stroma nistenden schwarzen, mit steifen, dick cylindrischen Halsen aus der Epidermis hervorragenden Perithezien; die Ascosporen sind ungleichseitig spindelförmig, zweizellig, farblos. 0,017 bis 0,021 mm lang. Die Entwicklungsgeschichte dieses Pilzes ist nicht bekannt.

3. *Gnomonia fimbriata* Awd. (*Sphaeria fimbriata* Pers., *Gnomoniella fimbriata* Sacc., *Mamiania fimbriata* Ces. et de Not.), auf kranken Flecken lebender Blätter von *Carpinus Betulus* im Spätsommer. Auf Carpinus Betulus. Die Perithezien treten auf der Unterseite des Blattes als halbkugelige, glänzend schwarze Höcker von fast $\frac{1}{2}$ mm Durchmesser hervor, welche einzeln, häufiger in kleinen Gruppen dicht beisammen stehen. Jedes hat an der Spitze einen nadelförmigen Hals, welcher an seinem Grunde von weißen Fransen, den Resten der Epidermis des Blattes umgeben ist. Rings um jedes Perithecium oder um die Gruppen derselben ist die Blattmasse gebräunt, und dies rührt von einer wirklichen Stromabildung her, welche aus einer braunen, pseudo-parenchymatischen Rindenschicht und einem hellen Innengewebe besteht. Die Perithezien reifen erst im folgenden Frühling. Die Sporen sind eiförmig, elliptisch, nahe dem unteren Ende mit einer Querwand versehen, farblos, 0,009—0,011 mm lang. Auch von diesem und den folgenden Pilzen ist die Entwicklung noch nicht verfolgt worden.

4. *Gnomonia Ostryae* de Not., auf der unteren Blattseite von *Ostrya carpinifolia* in Italien. Auf Ostrya.

5. *Gnomonia Coryli* Awd. (*Sphaeria Coryli* Batsch, *Gnomoniella Coryli* Sacc., *Mamiana Coryli* Ces. et de Not.), auf Blättern von *Corylus Avellana*, der *Gnomonia fimbriata* sehr ähnlich; Sporen einzellig, oblong-eiförmig, 0,008—0,009 mm lang. Für den Spermogonienzustand wird *Leptothyrium Coryli* Fuckel, gehalten. Auf Corylus.

6. *Gnomonia amoena* Fuckel (*Gnomoniella amoena* Sacc.) auf den Blattstielen von *Corylus Avellana*.

7. *Gnomonia suspecta* Sacc. (*Plagiostoma suspecta* Fuckel), auf der Blattunterseite längs der Nerven von *Quercus*. Auf Quercus.

²⁾ Über die Bekämpfung der durch *Gnomonia erythrostoma* verursachten Kirschbaumkrankheit im Altenglände. Berichte d. deutsch. bot. Ges., 24. Juli 1887, und Gartenflora 1889, pag. 12.

Auf Quercus.

8. *Gnomonia lirelliformis* Pass., auf den Blättern von *Quercus Robur*, von der geschwärzten Epidermis bedeckt. In Italien.

Auf Alnus,

Betula, Carpinus

9. *Gnomonia tubiformis* Awd. (*Gnomoniella tubiformis* Sacc.) auf Blättern von *Alnus*, *Betula*, *Carpinus*. Perithecien mit langem Hals. Als zugehöriger Spermatogonienzustand wird *Leptothyrium cylindrosporum* Bon., angesehen.

H. Dothideaceae, oder Pyrenomyceten, welche ein in der Blattmasse gebildetes schwarzes, innen weißes Stroma besitzen, in welchem die Perithecien ohne eigene Wand, als bloße Höhlungen des Stromas nisten.

Dothideaceae.

Die hierher gehörigen Pilze sind durch ihr Stroma leicht kenntlich. Dasselbe bildet eine die ganze Dicke der Substanz des Blattes einnehmende, wenig erhabene, tief schwarze, mehr oder weniger glänzende Kruste von unbestimmtem Umriß und verschiedener Größe. Darin befinden sich als Höhlungen ohne eigene Wand die Perithecien, und zwar, da sie fast die Dicke des Stromas erreichen, meist in einer einfachen Schicht neben einander, als runde Fächer, deren jedes mit einem Porus an der Oberfläche des Stromas mündet. Ihre vollständige Reife erlangen die Perithecien erst an dem verwelkten oder abgefallenen Blatte im Herbst oder im Winter. Teile, die mit solchen Schorfen behaftet sind, werden bald schneller bald langsamer gelb oder braun und vertrocknen. Über die Entwicklung dieser Pilze aus ihren Sporen sind bis jetzt keine Versuche gemacht worden.

I. *Phyllachora* Nitzschke und *Dothidella* Speg.

Phyllachora und
Dothidella.

Das Stroma bildet meist verlängerte oder elliptische, schwarze Flecke auf den Blättern und erscheint durch die Perithecien oft höckerig. Die Sporen sind einzellig oder zweizellig, eiförmig oder oblong, farblos. Manche neuere Mykologen haben für die Formen mit zweizelligen Sporen die besondere Gattung *Dothidella* aufgestellt; doch ist dieses Unterscheidungsmerkmal mitunter schwierig. Bei manchen Arten hat man auch Spermatien oder Conidien gefunden, welche in den Höhlungen der jungen Perithecien gebildet werden sollen, über deren biologische Bedeutung aber nichts bekannt ist. Bei einigen Arten kommen auch Conidienträger auf der Oberfläche des Stromas vor. Viele Arten sind nur auf abgestorbenen Blättern beobachtet worden; wir führen hier nur die parasitischen auf.

Auf Gräsern.

1. *Phyllachora graminis* Fuckel (*Sphaeria graminis* Pers., *Dothidea graminis* Fr.), auf Grasblättern längliche, schwarze, schwach glänzende, etwas erhabene, an beiden Blattseiten sichtbare Krusten bildend, in denen die Perithecien noch bei Lebzeiten des Blattes angelegt werden (Fig. 80). Die Sporen sind eiförmig, 0,010—0,013 mm lang. Das Stroma besteht

aus zahlreichen, feinen Pilzfäden, welche zwischen und in den Zellen des Gewebes wachsen und dadurch das letztere mit Ausnahme der Fibrovasalstränge verdrängen, so daß an Stelle des Gewebes das Stroma tritt. Alle Grenzen des letzteren, sowohl die an der Oberfläche des Blattes, als auch die im Innern befindlichen, sind durch eine Schwärzung der Pilzfäden bezeichnet. Die schwarze Grenzschicht liegt innerhalb der Epidermis. Am häufigsten ist dieser Pilz auf *Triticum repens*, dessen befallene Blätter bald gelb werden. In der Regel werden alle Blätter eines Triebes nach einander fleckig und krank. Außerdem ist der Pilz noch gefunden worden auf Hirse, *Festuca*, *Dactylis*, *Bromus*. *Phleum*, auf *Aira flexuosa* (wo das Stroma an den sehr schmalen Blättern eine oder mehrere über einander stehende, ringsum gehende, schwarze Verdickungen bildet), auch auf *Carex*- und *Luzula*-Arten, wo aber möglicherweise verschiedene Arten unterscheidbar sein dürften.

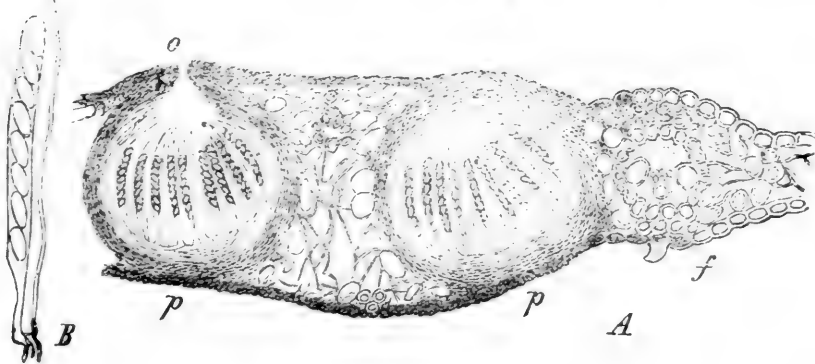


Fig. 80.

Phyllachora graminis *Fuckel*. A Querschnitt durch das in der Blattsubstanz entwickelte, an seiner Oberfläche (dem in der Epidermis liegende Teile) geschwärzte Stroma; der Schnitt ist durch zwei im Stroma neben einander liegende Perithezien pp gegangen. o Mündung des einen Perithecium. f Fibrovasalstrang. 200fach vergrößert. B Ein Sporenschlauch und eine Paraphyse aus einem Perithecium. 500 fach vergr.

2. *Phyllachora silvatica* *Sacc.*, auf den Blättern von *Festuca duriuscula* in Italien. Das Stroma ist mehr oblong, schwarzbraun, die Sporen 0,017—0,018 mm lang. Auf *Festuca*.

3. *Phyllachora Cynodontis* *Niessl*, auf den Blättern von *Cynodon Dactylon*, mit kleinen, mehr runden Stromata und zahlreichen, dicht stehenden Perithezien; Sporen eiförmig, 0,008—0,010 mm lang, gelblich. Auf *Cynodon*.

4. *Phyllachora Setariae* *Sacc.*, auf *Setaria glauca* in Italien, nur unreif bekannt. Auf *Setaria*.

5. *Dothidella fallax* *Sacc.*, auf *Andropogon Ischaemum* und *Gryllus* in Österreich und Italien. Auf *Andropogon*.

6. *Phyllachora Luzulae* *Cooke* (*Sphaeria Luzulae* *Rabenh.*), auf den Blättern von *Luzula*. Auf *Luzula*.

7. *Phyllachora epitypha* *Sacc.*, auf den Stengeln von *Typha* in England. Auf *Typha*.

Auf *Convallaria*
und *Veratrum*.

8. *Phyllachora melanoplaca* (*Desm.*) *Sacc.*, auf den Blättern von *Convallaria* und *Veratrum* in Frankreich und Italien.

Auf *Salix*.

9. *Phyllachora amenti* *Rostr.*, auf den Röhrenstielen und Kapseln von *Salix reticulata* in Norwegen.

Auf *Betula*.

10. *Dothidella betulina* *Sacc.*, (*Xyloma betulinum* *Fr.*, *Dothidea betulina* *Fr.*, *Phyllachora betulina* *Fuckel*), auf den Blättern von *Betula alba* und in Norwegen und Lappland auch auf *Betula nana* beobachtet, bildet im Spätsommer kleine, rundliche, schwarze, höckerige Schorfe, die oft in unzähliger Menge beisammenstehen oder zusammenfließen, über die ganze Oberseite des Blattes verbreitet. Die Perithecieen erreichen ihre Reife erst an den verwesenden Blättern im folgenden Frühling. Die Sporen sind 0,014 mm lang, elliptisch, mit weit über der Mitte stehender Querswand. *Fuckel*¹⁾ beobachtete den Pilz an einem Standorte seit acht Jahren alljährlich immer nur an zwei kleinen Bäumen, während die umstehenden gesund waren, was jedoch nicht notwendig auf ein Perennieren des Myceliums im Baume hindeutet, sondern ebensogut aus einer alljährlichen Infektion durch die am Boden liegenden verpilzten Blättern zu erklären wäre.

Auf *Ulm*.

11. *Dothidella Ulmi* *Winter* (*Sphaeria Ulmi* *Dur.*, *Dothidea Ulmi* *Fr.*, *Phyllachora Ulmi* *Fuckel*), an der Oberseite der Blätter der Ulmen im Spätsommer rundliche, verschieden große, oft sehr zahlreiche Krusten bildend. Das befallene Blatt entfärbt sich schneller oder langsamer. Die Perithecieen reifen am abgefallenen Laub. Die Sporen sind 0,010—0,012 mm lang länglich eiförmig, nahe dem unteren Ende mit Querswand. *Winter* hält eine als *Pigottia astroidea* *Berk. et Br.* bezeichneten Pyknidenform als zu diesem Pilz gehörig.

Auf *Buxus*.

12. *Phyllachora depazeoides* *Desm.*, auf weißen Flecken der Unterseite der Blätter von *Buxus sempervirens* in Frankreich und Belgien.

Auf *Vitis*.

13. *Phyllachora picea* *B. et C.*, auf Zweigen von *Vitis aestivalis* in Nordamerika.

Auf *Aegopodium*.

14. *Phyllachora Podagrariae* *Karst.* (*Sphaeria Podagrariae* *Roth.*, *Dothidea Podagrariae* *Fr.*, *Phyllachora Aegopodii* *Fuckel*). Auf bleichen Flecken der Blätter von *Aegopodium Podagraria* bilden sich kleine, schwarze Stromata in unregelmäßigen Gruppen. Darin finden sich anfangs Pykniden oder Spermatogonien, nämlich die als *Septoria Podagrariae* *Lasch* bezeichnete Fruchtbildung. Die wahrscheinlich später sich entwickelnden Perithecieen sind bisher noch unbekannt; die Stellung des Pilzes in dieser Gattung ist also noch zweifelhaft.

Auf *Heracleum*.

15. *Phyllachora Heraclei* *Fuckel* (*Dothidea Heraclei* *Fr.*), auf den Blättern von *Heracleum Sphondylium* ebensolche schwarze Stromata bildend. Auch von diesem Pilze sind zwar Pykniden (*Septoria Heraclei* *Lib.*), aber noch nicht die reifen Perithecieen bekannt.

Auf

Chaerophyllum.

16. *Phyllachora Morthieri* *Fuckel*, ähnlich den vorigen Arten auf *Chaerophyllum aureum*, ebenfalls nicht im reifen Zustande bekannt.

Angelica und
Archangelica.

17. *Phyllachora Angelicae* *Fuckel*, auf *Angelica* und *Archangelica*; auch hier sind nur Conidienträger (*Passalora depressa* *Sacc.*), und Pykniden (*Phyllosticta Angelicae* *Sacc.*), bekannt.

Schwarzwerden
des Klee.

18. *Phyllachora Trifolii* *Fuckel* (*Sphaeria Trifolii* *Pers.*, *Dothidea Trifolii* *Fr.*), verursacht das Schwarzwerden des Klee, eine besonders

¹⁾ l. c. pag. 217.

in feuchten Jahren und Lagen nicht seltene Krankheit bei *Trifolium pratense*, *repens*, *hybridum*, *medium*, *alpestre*, *scabrum*. Auf den noch grünen Blättern erscheinen, vorwiegend unterseits, ungefähr runde, bis 1 mm und darüber große, schwarze, glanzlose Flecke in Mehrzahl. Jeder Fleck besteht aus zahlreichen, dicht beisammenstehenden, halbkugeligen Polsterchen, welches Gruppen von Conidienträgern sind, die aus dem Innern des Blattes durch die Epidermis hervorbrechen. Die conidientragenden Fäden sind dunkelbraun, ziemlich gerade und durch zahlreiche, in fast gleichen Abständen stehende Einschnürungen, in denen meist Scheidewände sich befinden, fast perlschnurförmig gegliedert. Jeder schnürt nur eine Spore auf einmal an seiner Spitze ab. Die ebenfalls braunen Sporen sind 0,024 mm lang, eis bis birnförmig, durch eine Scheidewand in zwei ungleiche Zellen geteilt. Dieser Conidienzustand ist mit dem Namen *Polythrincium Trifolii* Kze., belegt worden. Eine Zeit lang bleiben die befallenen Blätter grün, dann vergilben und vertrocknen sie. Gegen den Herbst, während des Absterbens der befallenen Blätter, bildet sich unter den Conidienträgern, welche nun allmählich verschwinden, ein der Gattung *Phyllachora* entsprechendes schwarzes Stroma aus, in welchem zunächst kleine Höhlungen mit Spermarien auftreten, später aber Perithezien erscheinen, welche dicht beisammen stehen und keulenförmige Sporenschläuche mit elliptischen, 0,010—0,012 mm langen Sporen enthalten. Die Krankheit ist bisweilen dem Klee ziemlich schädlich, ihre Entstehung und die Entwicklungs-geschichte des Pilzes aber sind noch unbekannt. Anbau des Klees in Gemenge mit Gräsern, wie es Kühn¹⁾ dagegen anrät, dürfte die Gefahr allerdings vermindern.

19. *Dothidella frigida* Rostr., auf den Stengeln von *Phaca frigida* Auf *Phaca*. in Norwegen und Island.

20. *Dothidella Vaccinii* Rostr., auf den Blättern von *Vaccinium* Auf *Vaccinium uliginosum* in Grönland.

21. *Phyllachora Wittrockii* (Erikss.) Sacc., auf Stengeln von Auf *Linnaea*. *Linnaea borealis* in Schweden.

22. *Phyllachora punctiformis* Fuckel, auf *Galium silvaticum*, Auf *Galium*. nur unreif bekannt.

23. *Phyllachora Campanulae* Fuckel, auf *Campanula Trachelium* Auf *Campanula*. in Frankreich und der Schweiz, nur unreif bekannt.

24. Eine sehr große Anzahl von Arten ist bekannt auf den Blättern der verschiedensten Pflanzen in den Tropen, besonders in Südamerika und Australien²⁾.

II. *Scirrha* Nitzschke.

Von vorigen Gattungen nur durch die sehr verlängert linealischen gruppenweise und parallel unter einander angeordneten Stromata unterschieden; die Sporen sind zweizellig. Scirrha.

1. *Scirrha rimosa* Fuckel (*Sphaeria rimosa* Alb. et Schw., *Dothi*-Auf *Phragmites*. *dea rimosa* Fr., *Scirrha depauperata* Fuckel). Auf der Außenseite bleicher Flecke lebender Blattcheiden von *Phragmites communis* fand

¹⁾ Fühling's landw. Zeitg. 1876, pag. 820.

²⁾ Vergl. Saccardo, Sylloge Fungorum II, pag. 594, und IX, pag. 1006.

Fuckel¹⁾ einen Conidienträgerpilz (*Hadrotrium Phragmites* *Fuckel*), welcher in dunklen Näschen aus der Epidermis bricht. Diese bestehen aus aufrechten, dichtstehenden, einfachen, dicken Hyphen, die an der Spitze je eine kugelige, einzellige, braune Spore abspinnen. Später am dünnen Blatte entsteht nach Fuckel in den Näschen ein Stroma von der oben beschriebenen Form, in welchem sehr dicht stehend und in einfacher Schicht liegend, zahlreiche Peritheccien sich befinden; die Sporen sind 0,017–0,020 mm lang, schwach keulenförmig, mit in der Mitte liegender Scheidewand.

Auf *Agrostis*.

2. *Scirrhia Agrostidis* *Winter* (*Phyllachora Agrostidis* *Fuckel*, *Dothidea Agrostidis* *Sacc.*), auf den Blättern von *Agrostis stolonifera* denjenigen des vorigen Pilzes ähnliche schwarze Stromata bildend, denen auch ein ebensolcher Conidienzustand vorausgeht. Die Ascosporen sind 0,024 mm lang, länglich-keulenförmig, mit im oberen Teile befindlicher Querswand.

III. *Homostegia* *Fuckel*.

Homostegia.

Das Stroma ist ebenfalls dem Blatte eingewachsen, mit schwarzer Rinde und braunem aus Hyphengeflecht bestehenden Marke, in welchem die Peritheccien mit eigener dicker, schwarzbrauner Wand eingesenkt sind. Die Ascosporen sind oblong, mit mehreren Querswänden versehen, braun oder farblos.

Auf *Imbricaria*.

1. *Homostegia Piggottii* *Karst.*, (*Sphaeria homostegia* *Nyl.*, *Dothidea Piggottii* *Berk. et Br.*, *Homostegia adusta* *Fuckel*), auf dem Thallus der Flechte *Imbricaria saxatilis* rindliche oder unregelmäßige schwarze Stromata bildend. Sporen 0,021–0,023 mm lang, braun, vierzellig.

Auf *Poa*.

2. *Homostegia gangraena* *Winter* (*Sphaeria gangraena* *Fr.*, *Sphaerella gangraena* *Karst.*, *Phyllachora gangraena* *Fuckel*), auf Blättern und Scheiden von *Poa nemoralis* und *bulbosa* schwarze, längliche Stromata bildend, die oft zusammenfließen zu einer ringsum greifenden verdickten Kruste. Die Sporen sind 0,016–0,018 mm lang, verlängert oblong, mit zwei Querswänden, farblos.

J. Chromopyrenomycetes oder Phrenomyceten, welche ein rot oder hellgelb gefärbtes, auf der Oberfläche des Pflanzenteiles als Polster oder Lager frei hervortretendes, die Peritheccien tragendes Stroma besitzen.

Chromopyrenomycetes.

Durch die in der Überschrift genannten Merkmale sind die hierher gehörigen Pilze außerordentlich auffallend und leicht kenntlich, bei den parasitären Formen umso mehr als die so beschaffenen Pilzbildungen bereits an der lebenden Pflanze auftreten. Es giebt indessen auch hier neben den vielen saprophyt lebenden Pilzen nur wenige parasitär.

I. *Epichloë* *Fr.*

Epichloë.

Der in diese Gattung gehörige Pilz hat ein hellfarbiges, fleischiges, die Grashalme ringsum scheidenförmig umfassendes Stroma, welches

¹⁾ l. c. pag. 221.

im jungen Entwicklungszustande an seiner Oberfläche eine Conidienbildung und darauf ebenfalls Peritheecien entwickelt.

Epichloë typhina Tul. (*Sphaeria typhina* Pers., *Polystigma* Kolbenpilz der Gräser.

typhinum D C., *Dothidea typhina* Fr.), ist die Ursache einer sehr charakteristischen Krankheit, die man passend als Kolbenpilz der Gräser bezeichnen kann.

Sie kommt an verschiedenen Gramineen, besonders am Timotheegras (*Phleum pratense*), und zwar sowohl an der wildwachsenden als an der angebauten Pflanze vor; außerdem beobachtete ich sie an *Dactylis glomerata*, *Poa nemoralis*, *Holcus lanatus*, *Agrostis vulgaris* und *Brachypodium sylvaticum*.

An dem jungen, noch nicht blühenden Halme bekommt die Scheide des obersten Blattes, welche die jüngsten Blätter noch umhüllt, ringsum in ihrer ganzen Länge und bisweilen noch ein kleines Stück auf der Unterseite der noch nicht völlig ausgebreiteten Blattsfläche sich fortsetzend, ein weißliches Aussehen. Von diesem Zeitpunkte an verlängert sich diese Scheide nicht mehr erheblich, bleibt also kürzer als im normalen Zustande, und auch das weitere Wachstum der ganzen von dieser Scheide

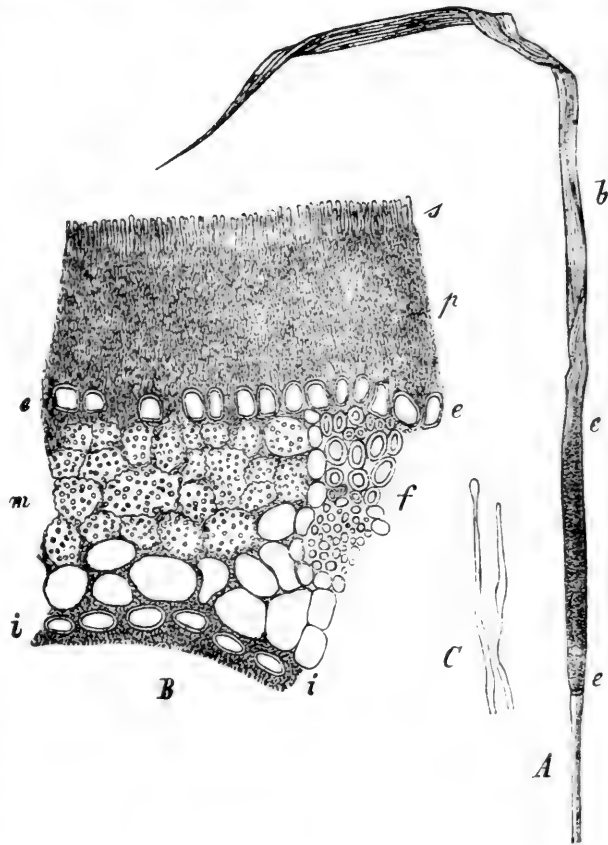


Fig. 81.

Stroma der *Epichloë typhina* auf der obersten Blattscheide von *Phleum pratense*. A der obere Teil des erstickten Halmes mit dem letzten entwickelten Blatte b, auf dessen Scheide das Stroma ee entstanden ist. B Stück eines Durchschnittes durch ein solches Stroma von *Agrostis vulgaris*, m das vom Mycelium durchwucherte Blattgewebe, f Fibrovasalstrang, ii die Epidermis der Innenseite der Scheide, zwischen deren Zellen das Mycelium nach den inneren Teilen der Knospe dringt. ee Epidermis der Außenseite der Scheide, zwischen den Zellen derselben wächst das Mycelium hervor, um sich zu dem Stroma p zu entwickeln, dessen Fäden an der Oberfläche ein conidienabschnürendes Hymenium s bildet. 200 fach vergrößert. C Zwei conidienbildende Fadenenden. 500 fach vergrößert.

umhüllten Triebspitze kommt in der Regel zum Stillstand. Nun vergrößert sich die weiße Walze, indem sie etwas länger und verhältnismäßig dicker wird (Fig. 81A), wobei allmählich ihre Farbe in Goldgelb, endlich in Rot-

braun übergeht. Da nun inzwischen das oberste Blatt, welches zu der erkrankten Scheide gehört, allmählich verwelkt und verdirbt, und die eingeschlossene Triebspitze erstickt ist, so trägt der Halm eigentlich nur den beschriebenen Pilzkörper, der daher jedesmal an seiner Basis von dem letzten Halmknoten begrenzt ist, und sieht einem kleinen Rohrkolben nicht unähnlich. Seine Größe richtet sich nach der Größe des Grases; bei *Phleum* und *Dactylis* wird er bis 9 cm lang und 2—4 mm dick, bei *Agrostis vulgaris* ungefähr 1 cm lang und kaum 2 mm dick. Es ist das Stroma des Pilzes, an dessen Bildung der Blattkörper und der Pilz zusammen beteiligt sind. Der Querschnitt durch das sehr junge Stroma (Fig. 81 B) zeigt das Zellgewebe sowohl der äußeren Scheide als auch der von ihr umschlossenen jüngeren Teile ziemlich deutlich erhalten, aber alles durchwuchert von einer Menge Pilzfäden, die vorzugsweise zwischen den Zellen wachsen, hier und da auch in dieselben eindringen. Vielfach sieht man die Fäden auch aus der äußeren Scheide in die inneren Teile hinüber wachsen, und stellenweise ist der Raum dazwischen sogar von einer dicht verfilzten Masse von Pilzfäden ausgefüllt. Die mächtigste Entwicklung erreicht der Pilz an der Außenfläche der Scheide. Hier durchbrechen die Fäden überall die Epidermis, meist indem sie die Epidermiszellen auseinanderdrängen, und vereinigen sich auf der Außenfläche der Scheide zu einem Pilzgewebe, welches als eine fest angewachsene, fleischige, weißliche Hülle das Ganze vollständig bedeckt (Fig. 81 B). Dieser Pilzmantel wird nun immer dicker, indem die Fäden, welche, obgleich sie dicht mit einander verfilzt sind, doch vorwiegend in radialer Richtung stehen, an ihren äußeren Enden wachsen und durch Verzweigung sich vermehren. Auf diese Weise kann dieser Teil den Durchmesser der Blattscheide erreichen. Auch in der letzteren vermehren sich die Pilzfäden, doch bleibt das Blattgewebe ziemlich deutlich erhalten und die Grenze ist immer zu finden an den noch deutlich erkennbaren, in einer Reihe liegenden, nur etwas verschobenen Epidermiszellen. Die äußersten kleinen Ästchen der Fäden des jungen, noch weißen Stroma schnüren kleine, eiförmige, 0,005 mm lange Conidien ab (Fig. 81 B. u. C). Die ganze Oberfläche des Stroma ist daher zunächst ein Lager von Conidien. Später hört die Conidienbildung auf; nun bilden sich auf der ganzen Oberfläche des Stroma dicht nebeneinander stehende, zahllose, kleine, fast kugelförmige, fleischig weiche, gelbliche Peritheccien, die eine Farbenveränderung des Stroma bedingen und durch die dasselbe wie punktiert erscheint. Sie haben am Scheitel eine porenförmige Mündung und enthalten achtsporige Schläuche mit fadenförmigen, 0,13 bis 0,16 mm langen, nur 0,0015 mm dicken, farblosen Sporen. Dieselben erreichen bereits im Sommer auf der Pflanze ihre Reife. Die Entwicklung des Pilzes aus Sporen ist noch nicht aufgeklärt. De Vary¹⁾ hat nachgewiesen, daß das Mycelium vom Grunde der Grasspalte im Halme, und zwar in den Interzellularräumen des Markes emporsteigt. Ob es in den perennierenden Teilen überwintert, ist unbekannt. Die Conidien sind sogleich nach ihrer Reife keimfähig. Was aus ihnen und was aus den Ascosporen der Peritheccien wird, weiß man ebenfalls nicht. Der Pilz bewirkt Vereitelung der Blüten- und Fruchtbildung, und die erstickten Halme bleiben niedriger als die normalen. Nur einmal fand ich Pflanzen von *Poa nemoralis*, wo trotz des Befallens die Rispe zur vollständigen Entwicklung ge-

¹⁾ Flora 1862, pag. 401.

kommen war, was offenbar von einer Verspätung der Pilzentwicklung herrührte. Ein Fall epidemischen Auftretens ist zuerst von Kühn¹⁾ beobachtet worden, wo in einem großen, mit Timotheegras gemengten Klee Schlag ein Drittel der Pflanzen befallen war. Bei Wolfenstein im Erzgebirge fand ich 1879 die Krankheit über einen großen, mit Timotheegras bestellten Acker ganz gleichmäßig und so stark verbreitet, daß das Feld zwar obenhin grün erschien, weil dort nur die aufgewachsenen gesunden Pflanzen zu sehen waren, aber überall, wo man bereits abgemäht hatte, vom Boden an etwa $\frac{1}{2}$ m hoch ein gleichmäßiger brauner Gürtel sich zeigte, der schon aus weiter Entfernung ziemlich scharf von dem Grün der höheren Partie abstand und von den zahllosen ersticken Pflanzen herrührte. Bei unsrer Unkenntnis der Entwicklungsweise des Parasiten läßt sich gegenwärtig über die Bekämpfung der Krankheit nichts sagen.

II. Nectria Fr.

Diese Gattung hat fleischige, hochrote Perithezien, welche einzeln oder häufiger zu mehreren rasenweise beisammen auf der Oberfläche eines ebenso gefärbten kleinen, warzenförmigen Stroma frei aufsitzen; sie enthalten Schläuche mit je 8 länglichen, zweizelligen, farblosen Sporen. Als conidientragende Form gehört mit Sicherheit zu diesen Pilzen diejenige, die als *Tubercularia* beziehentlich *Fusidium* bezeichnet wird. Dies sind kleine, meist rote oder weiße, wärzchenförmige Stromata, auf deren Oberfläche Conidien abgeknüpft werden. Die Perithezienfrüchte, wenn solche überhaupt gebildet werden, was nicht immer eintritt, folgen ihnen nach, ja nicht selten entstehen auf demselben Stroma, welches anfänglich Conidien abknüpfte, nachher die Perithezien. Viele Formen von *Nectria*, vorzüglich diejenigen, welchen die *Tubercularia* vorausgeht, finden wir als Saprophyten auf faulendem Holze. Doch können diese Pilze fakultativ auch wirklich parasitisch die lebenden Gewebe ergreifen und zum Absterben bringen; manche treten daher auch bei gewissen Erkrankungen der Rinde der Holzpflanzen auf.

Nectria.

1. *Nectria ditissima* Tul., ist nach R. Hartig¹⁾ die Ursache einer Rotbuchenkrebs. Art des Rotbuchenkrebses, der durch ganz Deutschland verbreitet ist, bringt aber auch an Eichen, Haseln, Eschen, Hainbuchen, Erlen, Ahorn, Linden, Faulbaum, Traubeneichen und Apfelbaum eben solche Erkrankungen hervor. Sie veranlaßt Krebsgeschwülste (Bd. I, S. 209), die bisweilen in ganzen Beständen die Triebe der befallenen Buchen von unten bis zur Spitze bedecken und sowohl ganz junge als auch bis zu 10 Jahre alte Stammteile ergreifen, indessen auch auf den Zweigen 140 jähriger Buchen vorkommen. Das Mycelium perenniert im Rindengewebe der Krebsgeschwulst und breitet sich in demselben weiter aus, was oft aus verschiedenen Gründen ungleich-

¹⁾ Zeitschr. des landw. Centralver. d. Prov. Sachsen. 1870. Nr. 12.

²⁾ Zeitschr. für Forst- und Jagdwesen, 1877 pag. 377 ff.; referiert in Just bot. Jahresber. für 1877, pag. 148: Untersuchungen aus d. forstbot. Inst. I., pag. 209. Vergl. auch Göthe, Landwirtsch. Jahrb. 1880, pag. 837.

mäßig geschieht, wodurch die Krebsstelle unregelmäßig wird. An den in der Rinde sich verbreitenden Myceliumsfäden bilden sich nach R. Hartig zahllose äußerst kleine Conidien, und in der Peripherie der noch in der Ausbreitung begriffenen Krebsstelle treten weiße Conidienpolster zum Vorschein, welche schon von Willkomm¹⁾ beobachtet und als *Fusidium candidum* Link., bestimmt worden sind. Die Conidien sind spindelförmig, mit mehreren Querscheidewänden versehen. Später entstehen auf den Polstern die sehr kleinen, tiefroten Perithezien, deren Sporen länglich-elliptisch, 0,012 bis 0,014 mm lang sind. R. Hartig hat Infektionsversuche angestellt, indem er *Nectria*-Sporen in eine Wunde der Rinde brachte; es entwickelten sich danach an der Infektionsstelle die conidientragenden Fruchtkörper, und nach einigen Wochen traten daselbst Stromata mit *Nectria*-Früchten auf. Die Conidien keimen schnell und entwickeln schimmelartige Bildungen, an denen wieder ähnliche Conidien, aber mit wenigen Querscheidewänden gebildet werden. R. Hartig und Göthe haben die parasitische Wirkung des Pilzes auch durch Ausaat der *Nectria*-Sporen auf andre lebende Teile der Rotbuche, beziehentlich von Birnbäumen zu erweisen gesucht. Auf grünen Blättern hatte dies die Entstehung erbsengroßer, brauner Flecke, auf treibenden Knospen Verkümmern aller Blätter, aber keine weitere Erkrankungen der Triebe zur Folge. Nach R. Hartig gelangt der Pilz in das Rindengewebe nur durch Wundstellen, besonders an Hagelstellen, welche, wenn sie von Sporen des Pilzes infiziert werden, nicht durch Überwallung heilen, sondern Absterben und Bräunung der Rinde allseitig fortschreiten lassen. Im Laufe der Jahre erscheint die kranke Stelle vertieft, weil in der Umgebung das Dickewachstum fortgeht und wie gewöhnlich oberhalb von Wunden noch gesteigert wird. Auch Wunden in der Gabel zweier Äste sind oft Ausgangsstellen. Nach R. Hartig tritt der Pilz auch gern in Gemeinschaft mit verschiedenen Baumläusen, besonders mit *Lachnus exsicicator* und *Chermes Fagi* auf, wo sich sein Mycelium in der durch diese Thiere befallenen Rinde rasch verbreitet und sie zum Absterben bringt. R. Hartig vermutet, daß unter gewissen Umständen das Mycelium aus der Rinde auch in den Holzkörper gelange, in welchem es aufwärts wandernd hier und da von innen in das Rinden- und Cambiumgewebe gelange und auf diesem Wege Krebsstellen, also ohne äußere Verwundung erzeuge. Damit soll die Erscheinung in Zusammenhang stehen, daß einzelne Baumindividuen mit Krebsstellen übersät sind, während die Nachbarbäume ziemlich verschont sind. Oft kommt dieser Krebs nach einer Reihe von Jahren zum Stillstand und kann dann durch Überwallungen völlig zuwachsen. Die beschädigten Buchenstämme bleiben in der Regel am Leben und geben Brennholz. R. Hartig empfiehlt daher bei Durchforstungen die Krebsstämme zwar möglichst wegzuhauen, widerrät jedoch eine vollständige Entfernung aller Krebsstämme, wenn dadurch der Bestand wesentlich durchlöchert werden würde.

Auf verschiedenen
Laubhölzern.

2. *Nectria cinnabarina* Fr. (*Sphaeria cinnabaria* Tode). Dieser Pilz ist auf den verschiedensten Laubholzbäumen und Sträuchern außerordentlich häufig, besonders an den durch Frost getöteten Ästen und Zweigen und an abgestorbenen Aststümpfen, wo im Herbst oder erst im nächsten Frühjahr aus der Rinde der abgestorbenen Teile die zinnoberroten Conidienpolster in

¹⁾ Die mikroskopischen Feinde des Waldes 1866. I. pag. 101.

großer Zahl neben einander zum Vorschein kommen, welche unter dem Namen *Tubercularia vulgaris* Tode bekannt sind. Die Conidien derselben sind oval, einzellig. Später kommen oft die noch dunkler rot gefärbten, in dichten Rasen stehenden Perithecieen zur Entwicklung. Die Sporen derselben sind länglich, gerade oder schwach gekrümmt, 0,012—0,020 mm lang. Nach den Infektionsversuchen von H. Mayr¹⁾ kann dieser Pilz aber auch saprophyt auftreten, besonders an *Acer*, *Aesculus*, *Tilia*, *Alnus*, *Robinia*, *Ulmus*, *Spiraea* etc., an Astwunden, sowie an Wurzelschäden, die beim Verpflanzen entstehen. Sein Mycelium wächst dann in den Gefäßen des Holzkörpers, dringt auch in alle andern Organe des Holzkörpers ein, das Stärkemehl in demselben zerlegend und Schwärzung des Holzkörpers bedingend, verschont aber Cambium und Rinde, in die er erst eindringt, wenn dieselben abgestorben sind. Der so verpilzte Holzkörper verliert die Saftleitungsfähigkeit, so daß die Blätter vorzeitig vertrocknen und abfallen. Die durch die roten Pilzpolster kenntlichen befallenen Äste und Zweige sind zurückzuschneiden und die Schnittflächen zu theeren.

3. *Nectria Cucurbitula* Fr. (*Sphaeria Cucurbitula* Tode) auf der Rinde der Fichten, seltener der Tanne und Kiefer. Besonders auf den Stellen, welche durch den Rindenwickler (*Grapholitha pactolana*) angegriffen sind, seltener auf Hagelschlagstellen und andern Wunden dringt der Pilz nach R. Hartig²⁾ in die Rinde ein und verbreitet sich namentlich in den Siebröhren und in den Interzellularräumen zwischen denselben, das gesunde Gewebe allmählich tödtend und bräunend. Unter den Quirlzweigen nimmt die Krankheit häufig ihren Anfang, und wenn ein solcher Stamm nicht dick ist, so vertrocknet auch der Holzkörper, worauf Gipfelsdürre eintritt. Ist die Rinde nur einseitig befallen, so vertrocknet sie daselbst schon im Anfange des Sommers, besonders wenn sie der Sonne exponiert ist. Oft grenzen sich die gesund gebliebenen Teile durch eine Korkschicht von dem getöteten Gewebe ab, wodurch das Weiterwachsen des Parasiten verhindert wird. Auf dem erkrankten Rindenkörper erscheinen die Fruktifikationen des Pilzes nur dann, wenn er feucht erhalten bleibt, wie es an den unteren Rindenpartien der Fall ist, während an den dünnen Gipfeln oft keine Spur davon zu finden ist. Etwa stecknadelkopfgroße, weiße oder gelbliche Stromapolster brechen durch die äußeren Korkschichten hervor. Sie tragen zuerst Conidien, von denen es gekrümmte, langspindelförmige und kleine, fast kugelige giebt. Später bilden sich auf ihnen zahlreiche rote, rundlich kirschkornförmige Perithecieen, deren elliptische, 0,014 mm lange Sporen im Winter oder Frühjahr ausgestoßen werden. Nach R. Hartig vermindert sich mit dem Verschwinden des Rindenwicklers die Krankheit, die in den Fichtenschonungen durch Absterben der Gipfel großen Schaden macht, während nur von der Motte befallene Fichten fast niemals zu Grunde gehen. Ausziehen und Verbrennen der vom Pilz befallenen getöteten Gipfel ist anzuraten.

4. *Nectria Pandani* Tul., soll nach Schröter³⁾ eine Stammfäule der Pandaneen verursachen. Ein großes Exemplar von *Pandanus odoratissimus* des Breslauer botanischen Gartens wurde von einer Fäule ergriffen, wie solche ähnlich schon mehrfach an Pandaneen in den

¹⁾ Über den Parasitismus von *Nectria cinnabarina*. Untersuchungen aus d. forstbot. Inst. III. 1882.

²⁾ Untersuchungen aus dem Forstbotan. Inst. I, pag. 88.

³⁾ Cohn, Beitr. z. Biologie d. Pilz. I., pag. 97.

Glashäusern beobachtet wurde. Überall begann die Krankheit nahe unter dem Aufsatz der Blätterkrone der Zweige als eine Erweichung des Gewebes und schritt von da aus abwärts, während unmittelbar unter den Kronen der Stamm gesund blieb. Unter dieser Demarkationslinie drang die Erweichung durch den ganzen Stamm hindurch, so daß die Krone sich umneigte. In dem gebräunten und erweichten Gewebe war ein Pilzmycelium verbreitet, bestehend aus vielverzweigten, zwischen den Zellen wachsenden Hyphen. An der Oberfläche des Stammes erschienen die Früchte des Pilzes, und zwar auch schon an tiefer gelegenen Stellen, die die Krankheit noch nicht zeigte, so daß letztere erst nach dem Auftreten des Pilzes sich einstellte. Die Früchte sind dunkelgraue, ähnlich wie Lenticellen durch eine Spalte der Oberhaut hervorbrechende, meist etwas in die Breite gezogene Warzen, in denen eine oder mehrere Kammern sich befinden, auf deren Wand eine Schicht von Basidien steht, welche länglich-elliptische, einzellige, anfangs farblose, später graugrüne Sporen abscindern. Durch eine am Scheitel liegende Mündung werden diese in Schleim eingehüllt ausgestoßen und sammeln sich als schwarzgrüne Schleimmassen an der Oberfläche. In diesen Früchten erkennt Schröter das *Melanconium Pandani Lév.* Außerdem fand er bisweilen eine ähnliche Frucht, welche die Sporen in weißen Ranken austieß, die sich an der Luft schwärzten, wobei die Sporen schwarzgrüne Farbe annahmen und zweizellig wurden, und welche einer *Stilbospora* entsprach. Er hält sie nicht für eine Angehörige jenes Pilzes. Wohl aber wird eine *Nectria*frucht, welche in orangeroten Krusten, bestehend aus kugelförmigen, auf gemeinschaftlichem Stroma sitzenden Perithecien mit elliptischen, 0,010—0,011 mm langen zweizelligen Sporen an dem abgestorbenen Pandanus mit großer Regelmäßigkeit dem *Melanconium* folgte, für die vollendete Ascosporenfrucht des letzteren gehalten. Diese Behauptung ist jedenfalls unerwiesen, und bei der Häufigkeit, in welcher *Nectria*arten sich an faulenden Pflanzenteilen zeigen, und weil *Melanconium* als Vorform von *Nectria* ohne gleichen ist, sogar wenig wahrscheinlich. Saccardo hält die *Nectria* für einen Parasiten auf dem *Melanconium*. Als unzweifelhaften Vorläufer von *Nectria* dagegen wurde von Schröter bei dieser Fäule oft *Tubercularia* gefunden, manchmal auch schimmelartige Conidienträger, von der Form eines *Verticillium*, mitunter auch in der Form von *Stilbum*, d. h. mehrere Conidienträger zu säulenförmigen Körpern verbunden.

Flechten-
bewohnende
Nectria-Arten.

5. Flechtenbewohnende *Nectria*-Arten a. *Nectria lichenicola* Winter, (*Cryptodiscus lichenicola* Ces. *Nectriella carnea* Fuckel), bringt nach Fuckel¹⁾ auf dem lebenden Thallus der Hundsflechte (*Peltigera canina*, mißfarbige Flecke hervor, auf denen Conidienstromata und Perithecien des Pilzes vegetieren. Über das Verhalten des Myceliums ist nichts mitgeteilt. Die Conidienträger stellen das auf Flechten seit langer Zeit bekannte *Illosporium carneum* Fr. dar, kleine, fleischrote, pulverig zerfallende Sporenhäuschen. Die eirunden, an der Spitze mit konischer Mündung versehenen Perithecien kommen mit jenem in Gesellschaft vor, oft unmittelbar unter ihnen hervortretend. Sie enthalten achtsporige Schläuche mit länglich eiförmigen, stumpfen, zweizelligen, farblosen Sporen.

b. *Nectria Fuckelii* Sacc. (*Nectriella coccinea* Fuckel) samt der Conidienform *Illosporium coccineum* Fr., auf dem Thallus und den Apothecien von *Hagenia ciliaris*.

¹⁾ l. c. pag. 176.

c. Die Conidienform *Illosporium roseum* Fr., findet sich auf dem Thallus von *Physcia parietina* und *Parmelia stellaris*.

III. Nectriella Sacc.

Die lebhaft gefärbten Peritheccien wachsen in kleinen Räschen an der Oberfläche von Pflanzenteilen und unterscheiden sich von der Gattung *Nectria* hauptsächlich durch einzellige Sporen. Nectriella.

Nectriella Rousseliana Sacc. (*Nectria Rousseliana* Mont., *Stigmatea* auf Buchsbaum. *Rousseliana* Fuckel), verursacht eine Zweigdürre des Buchsbaumes. Die Triebe welken und vertrocknen samt allen ihren Blättern. Während der Krankheit werden auf der Unterseite der Blätter zahlreiche zerstreut stehende, kleine, runde Polster von anfangs weißer, dann fleischroter Farbe sichtbar, von denen bei Benetzung Massen von Sporen sich ablösen. Diese Pilzform, *Volutella Buxi* Berk. (*Chaetostroma Buxi* Corda), bildet ein aus den Spaltöffnungen hervortretendes, mit dem endophyten Mycelium zusammenhängendes, warzenförmiges Stroma, welches ringsum von radial abstehenden, steifen, langen Borsten eingefasst ist, die aus dem Grunde des Stroma entspringen. Auf der ganzen freien Oberfläche des letzteren werden einzellige, spindelförmige Conidien abgeschnürt. Unmittelbar nach der Reife dieser Conidienstromata entwickelt sich aus den meisten derselben je ein Peritheccium, so daß die Zusammengehörigkeit beider Formen keinem Zweifel unterliegt. Die Conidienbildung hört auf, und aus dem kleinen, jetzt unkenntlich gewordenen Stroma wächst ein jenes mehrmals an Größe übertreffendes, fast kugelförmiges, am Scheitel mit einer halzförmigen Mündung versehenes und mit einigen aufrechtstehenden Haaren bekleidetes Peritheccium von meist grünlicher Farbe und weicher, fleischiger Beschaffenheit hervor. Diese Früchte erscheinen als kleine, oft ziemlich dicht stehende grünliche Pünktchen auf der Unterseite des inzwischen völlig dürr gewordenen Blattes. Sie enthalten cylindrische Sporenschläuche mit je 8 eiförmigen, farblosen, einzelligen, 0,016 bis 0,018 mm langen Sporen.

IV. Bivonella Sacc.

Die zerstreut oder gruppenweise stehenden Peritheccien sind weichfleischig, durchsichtig, mit einer schnabelförmigen Mündung versehen; die Sporen sind mauernförmig vielzellig, braun. Bivonella.

Bivonella Lycopersici Pass., auf Stengeln von *Solanum Lycopersicum* in Italien. Auf Solanum Lycopersicum.

V. Hypomyces Fr.

Die Peritheccien wachsen gesellig auf größeren Schwämmen, oft einem sädigen Stroma aufsitzend, sind blaß oder lebhaft gefärbt, weich, mit papillen- oder kurz schnabelförmiger Mündung; die Sporen sind länglich, zweizellig, farblos oder blaß gelbbraun. Häufig treten auf dem Stroma verschiedene Conidien- und Chlamydosporenformen auf¹⁾. Diese Pilze wachsen auf faulenden Schwämmen, bisweilen aber auch Hypomyces.

¹⁾ Vergl. Tulasne, *Selecta Fung. Carpolog.* III, pag. 38.

parasitisch auf noch lebenden; manche sind daher gewissen essbaren Pilzen schädlich.

Auf Champignon.

Es giebt mehrere Arten von *Hypomyces*, welche auf noch lebenden Schwämmen wachsend beobachtet worden sind; so *Hypomyces chrysospermus Tul.*, *ochraceus Tul.*, *lateritius Tul.*, *viridis Berk et Br.* etc. Magnus¹⁾ fand als einen Feind der Champignonkulturen eine Art, welche in ihrer zweizelligen Oidiumsporenform als weißer Überzug auf den Champignons auftritt und die er als *Hypomyces perniciosus Magn.* bezeichnet; er hält den Pilz für die Ursache der Erscheinung, daß oft Champignonkulturen an Orten, die eine längere Reihe von Jahren benutzt worden sind, nicht mehr gedeihen wollen. Später berichtete Prillieux²⁾, daß die Champignonkulturen in der Umgebung von Paris von einer eigentümlichen Krankheit, von den Praktikern „Molle“ genannt, befallen werden, wobei einzelne Champignons sich abnorm vergrößern zu unregelmäßig aufgetriebenen, mißgestalteten, schwammigen Massen, welche schnell in Fäulnis übergehen. Es wurde ein weißer, später bräunlicher Schimmel, *Mycogone rosea*, also ein zu *Hypomyces* gehöriger Entwicklungszustand, als Ursache gefunden. Über dieselbe Krankheit berichten Constantin und Dufour³⁾, sie finden ebenfalls *Mycogone*, jedoch auf den weniger umgestalteten Champignons, während auf den am meisten mißgebildeten der *Verticillium*-Schimmel gefunden wurde; beide Formen gehören indes zusammen zu einem *Hypomyces*. Auch das Mycelium des Champignons wird nach Constantin durch verschiedene Parasiten angegriffen. Bei einer dieser Krankheiten, welche als „Vert-de-gris“ bezeichnet wird, soll ein gelber, in 1—2 mm großen Flöckchen auftretender Pilz, welcher *Myceliophthora lutea Const.* genannt wurde, vorhanden sein; bei der Krankheit, welche man „Plâtre“ nennt, ist ein weißer, auf dem Mist sich entwickelnder, wie Gipspulver aussehender Schimmel zu sehen, der mit dem Namen *Verticillium infestans Const.* belegt wurde; der sogenannte „Chanci“ soll nur durch einen ranzigen Geruch des Champignonmycel erkannt werden vielleicht mit Einwirkung der Kälte im Zusammenhange stehen und feine, verzweigte, aber sterile Myceliumfäden erkennen lassen.

K. *Pyrenomyces sclerotiblastae* oder *Pyrenomyces*, welche ein *Sclerotium* erzeugen, aus welchem nach Ueberwinterung erst die die Perithezien tragenden Früchte aufkeimen.

Pyrenomyces mit *Sclerotien*.

Von allen übrigen *Pyrenomyces* sind die hierher gehörigen biologisch sehr abweichend, indem sie im Zustande eines *Sclerotium* überwintern, d. h. eines massiv knollenförmigen Körpers, der sich meist von der Nährpflanze ablöst und einen mit Reservennährstoffen erfüllten ruhenden Dauerzustand des Myceliums darstellt. Erst bei der Keimung desselben im Frühling wachsen aus demselben eigentümliche Fruchtkörper (*Stromata*) hervor, welche sogleich die Perithezien zur Ent-

¹⁾ Naturforscher-Versammlung zu Wiesbaden, 21. Sept. 1887.

²⁾ Bullet. de la soc. mycol. de France VIII. 1892, pag. 24.

³⁾ Compt. rend. 1892, I, pag. 498 und 849.

wicklung und schnellen Reife bringen. Diese Abteilung wird vertreten durch die einzige Gattung.

Claviceps Tul., Mutterkornpilz.

Die Gattung ist charakterisiert durch die aufrechten, lebhaft gefärbten Stromata, welche aus einem langen, unfruchtbaren Stiel und aus einem kugelig kopfförmigen, fruchtbaren Teil bestehen, in dessen ganzer Oberfläche die Perithecien als flaschenförmige Höhlungen eingesenkt, und mit halsförmigen Mündungen nach außen gerichtet sind; sie enthalten zahlreiche cylindrische Sporenschläuche, deren jeder 8 fadenförmige, einzellige farblose Sporen entwickelt (Fig. 84).

Claviceps.

1. *Claviceps purpurea Tul.*, die Ursache des Mutterkorns des Getreides und der Gräser. Mutterkorn, Hungerkorn, auch Hahnenstirn wird eine aus einem Pilz bestehende krankhafte Bildung in den Blüten zahlreicher Gramineen genannt, die am häufigsten und allgemein bekannt am Roggen ist. Man versteht darunter einen unregelmäßig walzenförmigen, schwach hornförmig gekrümmten, der Länge nach mehr oder weniger gefurchten, schwarzen, innen weiß, wachsartig harten Körper, welcher an Stelle des verdorbenen Kornes steht und mehr oder weniger weit aus den Spelzen hervorragt. Seine Größe steht in einem gewissen, wenn auch nicht strengen Verhältnis zur Größe der Blüte, beziehentlich der Blütenspelzen. Das Mutterkorn ist um so kleiner, je kleiner die Blüte ist, und für die Mehrzahl der Fälle darf die Regel gelten, daß es 1 bis 2 mal so lang als die Blütenspelze wird. Beim Roggen ist es 1 bis 3,5 cm lang, 3–4 mm dick, bei *Lolium perenne* nur 6 bis 8 mm lang und kaum über 1 mm dick, bei *Molinia coerulea* 4 bis 6 mm lang und 1–1½ mm dick, bei *Poa annua* kaum 3 mm lang. Die Gestalt ist weniger variabel. Abweichend ist sie bei *Nardus stricta*: hier ist das Mutterkorn am Grunde am breitesten, etwa 1 mm im Durchmesser, nach oben allmählich verdünnt, am obersten Ende zugespitzt, daher von kegel- oder pfriemenförmiger Gestalt, und nicht selten verlängert sich der obere dünnere Teil beträchtlich, so daß hier manches Mutterkorn einen wurmförmigen, schwach geschlängelten Körper bis zu 2,5 cm Länge bei wenig über ½ mm Dicke darstellt.

Mutterkorn.

In einem Blütenstande findet sich häufig nur ein einziges Mutterkorn oft mehrere, aber selten betrifft es die Mehrzahl der Blüten. Eine anderweitige krankhafte Veränderung, die mit der Mutterkornbildung zusammenhinge, ist an der Pflanze nicht zu entdecken; letztere ist in allen Teilen wohlgebildet, bringt auch die Körner der nicht befallenen Blüten zur normalen Ausbildung. Besonders gut sind freilich die gesunden Körner solcher Ähren, die viele oder große Mutterkörner tragen, nicht gebildet, was wohl daher rühren mag, daß die Mutterkörner viel Nahrung zu ihrem Wachstum beanspruchen. Jedenfalls aber wird ein Ausfall an Körnern in der Ernte bedingt, welcher der Zahl der Mutterkörner gleich ist. Schädlicher ist der Pilz insofern, als das Mutterkorn ein giftiger Körper ist, und das Mehl, welches stark mit solchem vermengt ist, gesundheitsnachteilige Eigenschaften bekommt ¹⁾.

¹⁾ Das Mutterkorn enthält 46% Cellulose, 35% fettes Öl, außerdem in geringer Menge mehrere noch nicht genau bekannte Alkaloide, welche die Ur-

Vorkommen des
Mutterkornes.

Mutterkorn kommt wahrscheinlich auf den allermeisten Gramineen vor. Außer auf Roggen ist es beobachtet worden auf allen Arten Weizen, Gerste, Hafer, auf *Lolium perenne*, *italicum* und *temulentum*, *Triticum repens*, *Brachypodium pinnatum* und *sylvaticum*, *Elymus arenarius* und *sylvaticus*, *Glyceria fluitans* und *spectabilis*, *Bromus secalinus*, *mollis*, *inermis*, *Festuca gigantea*, *Poa annua*, *sudetica*, *compressa*, *Dactylis glomerata*, *Hordeum murinum*, *Avena pratensis*, *Arrhenatherum elatius*, *Phleum pratense*, *Alopecurus pratensis* und *geniculatus*, *Anthoxanthum odoratum*, *Panicum miliaceum*, *Phalaris arundinacea* und *canariensis*, *Agrostis vulgaris*, *Oryza sativa*, *Nardus stricta*, *Andropogon Ischaemum*, *Molinia coerulea*: nur möchte es noch zweifelhaft sein, ob die auf allen diesen Gräsern auftretenden Pilze zu einer und derselben Species gehören. Die geographische Verbreitung ist dieselbe wie die der Nährpflanzen; wenigstens vom Mutterkorn des Roggens ist es gewiß, daß dasselbe eben so weit verbreitet ist, wie der Anbau dieser Pflanze, insbesondere geht es auch in den Gebirgen bis an die obere Grenze des Getreidebaues und ist hier oft häufiger als in tieferen Lagen.

Entstehung des
Mutterkornes.

Die Krankheit ist auf die einzelne Blüte beschränkt, weil der Parasit, der sie hervorruft, nur in der Blüte sich entwickelt. Er entsteht hier, wenn die Sporen desselben in die Blüte gelangen und entwickelt sich in dem jungen Fruchtknoten. Während letzterer in der gesunden Blüte des Roggens ein fast kugelförmiges, oben behaartes und am Scheitel in zwei lange, federförmige Narben übergehendes Körperchen ist, hat er in der infizierten Blüte

sache der giftigen Wirkung sind. Seine medicinische Anwendung (*Secale cornutum*) zur Beförderung der Geburtswehen bei schweren Geburten (daher der Name Mutterkorn) datiert seit der Mitte des 16. Jahrhunderts. Der fortgesetzte Genuß mit Mutterkorn vermengten Mehles und daraus bereiteten Brotes in Jahren und Gegenden, wo der Pilz reichlich im Roggen vorkommt, hat eine eigenthümliche Krankheit (Kriebelkrankheit) zur Folge, deren Existenz und Verlauf wissenschaftlich konstatiert sind. Sie fängt mit einem schmerzhaften Kriebeln an, welches in den Fingern und Zehen beginnt und allmählich über den ganzen Körper sich verbreitet; es treten noch andre Zufälle, zuletzt heftige, schmerzhaft Krämpfe in den Gliedern ein. Bisweilen geht die Krankheit sogar in bössartige Entzündungsgeschwülste und selbst in Brandigwerden der Gelenke über. Die Kriebelkrankheit tritt, wie ihre Veranlassung es mit sich bringt, in Epidemien auf. Solche sind beobachtet worden 1577 in Hessen, 1588 in Schlesien, 1648 im Voigtlande, 1736 wieder in Schlesien, 1761 in Schweden und Dänemark, 1709 in der Schweiz, 1747 in der Sologne, 1749 in Flandern und der Umgegend von Lille, 1770 und 1771 in Westfalen, Hannover, Lauenburg; hier war die Sterblichkeit in einigen Ortschaften so groß, daß von 120 kaum 5 gerettet wurden. Einzelne Fälle kamen unter andern vor 1831 in Berlin, 1851 in Pommern, 1855 in einigen braunschweigischen Ortschaften, 1855–1856 in Nassau. Roggen, der diese Krankheit verursacht, enthielt $\frac{1}{20}$ oder $\frac{1}{32}$ Mutterkorn. Auch Thiere erliegen dadurch ähnlichen Krankheiten. Mehl, welches stark damit verunreinigt ist, hat eine bläuliche Farbe. Mutterkorn läßt sich im Mehle oder Gebäck noch nachweisen, wenn dieses nur 2% davon enthält, indem alkalisches Wasser dadurch violett und bei Säurezusatz rot gefärbt wird, oder Erwärmung mit Kalilauge einen Geruch nach Häringen hervorbringt.

eine mehr längliche Gestalt, und seine beiden Narben sind im Absterben und Einschrumpfen begriffen (Fig. 83). Der Längsdurchschnitt zeigt, daß der ursprüngliche Fruchtknoten, dessen Höhlung man noch deutlich erkennt, den oberen Theil des Körpers einnimmt, und daß der ganze darunter befindliche Theil aus einem weißen, weichen Pilzgewebe besteht, welches also an

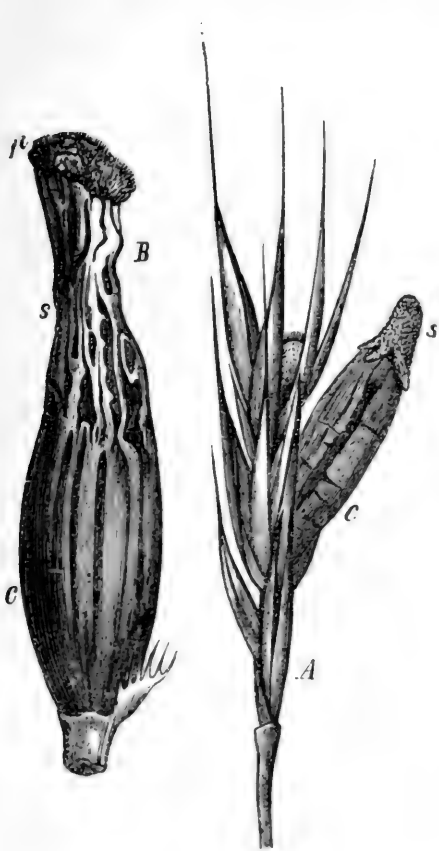


Fig. 82.

Das Mutterkorn. A eine Roggenähre mit einem Mutterkorn c, auf welchem noch die vertrocknete Sphaecelia s sitzt. B der Zustand, in welchem die Sphaecelia s in ihrem unteren Teil c sich zum Sclerotium (Mutterkorn) umwandelt. p der Rest des verdorbenen Fruchtknotens.

Schwach vergrößert.

der Basis des Fruchtknotens sich entwickelt und durch sein Wachstum den letzteren emporgehoben hat. Da nun der Pilz die ganze Nahrung an sich zieht, so verkümmert in der Regel der Fruchtknoten und wird samt seinen Narben bald unkenntlich. Inzwischen entwickelt sich der Pilzkörper immer kräftiger, so daß er bald den Raum zwischen den Spelzen ausfüllt als ein

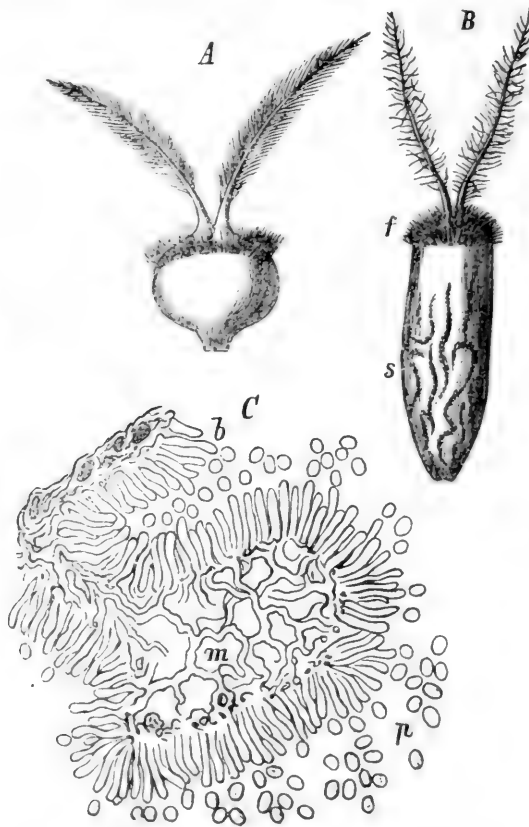


Fig. 83.

Claviceps purpurea Tul. in seinem ersten Entwicklungsstadium. A gesunder Fruchtknoten der Roggenblüte. B ein vom Pilze veränderter Fruchtknoten, f der absterbende, einschrumpfende Fruchtknoten mit den beiden Narben s der Pilzkörper (Sphaecelia). C Stück eines Querschnittes durch die Sphaecelia, m die locker verflochtenen Pilzfäden im Innern derselben, b die an der gefurchten Oberfläche befindliche Schicht der sporentragenden Fäden, welche die Conidien p abspüren; stark vergrößert, nach Tulasne.

fast käseartig weicher, unrein weißer Körper, welcher an seiner Oberfläche viele gewundene Furchen hat, ähnlich wie ein Gehirn. Dieser Körper ist ein conidienbildendes Stroma. Im Innern besteht er aus locker verwebten Hyphen, welche gegen die Oberfläche hin dichter sich verflechten und nach außen hin zahlreiche, dicht beisammenstehende, kurz cylindrische, einfache, sporentragende Fäden, alle rechtwinkelig zur Oberfläche gerichtet, treiben, auf deren Spitzen ovale, einzellige, farblose Conidien abgeschnürt werden (Fig. 83). Dieser Zustand stellt den früher als *Sphacelia segetum* Lév. bezeichneten Pilz dar. Er hat bald nach der Blüte des Roggens seine Reife erreicht. Während der Sporenbildung scheidet der Pilz reichlich eine fleberige, süßschmeckende Flüssigkeit ab, in welcher die Sporen in solcher Menge verteilt sind, daß dieselbe milchig trübe erscheint. Sie quillt eine Zeitlang zwischen den Spelzen hervor, rinnt in großen Tropfen ab und verrät dadurch das Vorhandensein des Parasiten; sie stellt den sogenannten Honigtau im Getreide dar. Die verbreitete Meinung, daß je mehr solcher Honigtau sich zeigt, desto mehr Mutterkorn später entsteht, ist daher wohl begründet. Nach einiger Zeit ist die Sporenbildung der *Sphacelia* beendet, und der Pilz tritt jetzt in das zweite Entwicklungsstadium, welches durch die Bildung des eigentlichen Mutterkornes bezeichnet ist. Das letztere entsteht in der Basis des Stroma durch Umwandlung des Gewebes; die Hyphen vermehren sich, verflechten sich auf das innigste und bilden ein festes, pseudo-parenchymatisches Gewebe von derjenigen Beschaffenheit, wie sie das Mutterkorn zeigt, d. h. es besteht aus rundlich polygonalen, regellos, aber ohne Zwischenräume zusammenhängenden Zellen mit mäßig dicken Membranen und ölreichem Inhalt. Die Membranen der oberflächlichen Zellen des neuen Gewebes färben sich dunkelviolett, während das Innere farblos bleibt. Nur in der Nähe der Basis der *Sphacelia* tritt diese Veränderung ein, die Neubildung grenzt sich durch diese Beschaffenheit immer schärfer von dem übrigen Teile der *Sphacelia* ab (Fig. 82 B), welche nun allmählich ohne sonstige Veränderung vertrocknet und endlich wie ein bräunliches Mähchen auf dem unter ihr entstehenden jungen Mutterkorn aufsitzt. Letzteres wächst nun an seinem untersten, in der Blüte sitzenden Teile so lange, bis es seine endliche Größe erreicht hat. Dort bleibt nämlich das Pilzgewebe weich, gleichförmig und in der Fortbildung begriffen; in dem Maße als der Zuwachs dort erfolgt, nimmt das Neugebildete die Beschaffenheit des Mutterkorngewebes an. Infolge dieses Wachstums schiebt sich der Körper allmählich zwischen den Stelzen hervor, noch eine geraume Zeit das Mähchen der alten *Sphacelia* auf seinem Scheitel tragend (Fig. 82 A). Es wurde schon oben hervorgehoben, daß in der Regel der Fruchtknoten durch die *Sphacelia*-Bildung bald vollständig verdorben wird und verschwindet. In seltenen Fällen, wahrscheinlich bei später und langsamer Entwicklung des Pilzes, gewinnt der Fruchtknoten einen Vorsprung und entwickelt sich zu einem kleinen vollständigen Korn, welches dann auf der Spitze des Mutterkornes sich befindet. Diese Fälle beweisen sehr anschaulich, daß Mutterkorn und Roggenfrucht verschiedene Dinge sind, ersteres also nicht eine Entartung der letzteren sein kann. In einem Weizen, welcher stark am Steinbrand litt und auch Mutterkorn hatte, fand ich sogar eine Kombination von Mutterkorn und Brandkorn: auf der Spitze des ersteren saß das letztere.

Entwicklung u.
Überwinterung
des Pilzes.

Das Mutterkorn ist seiner biologischen Bedeutung nach ein Sclerotium, d. h. ein zur Überwinterung bestimmter Ruhezustand des Pilzes. Es besteht

nur aus dem oben beschriebenen Gewebe; man bemerkt an ihm keinerlei Sporenbildung, weder außen noch inwendig, und ebensowenig irgend ein weiteres Wachstum noch sonstige Veränderung, sobald die normale Größe erreicht ist. In diesem ausgebildeten Zustande löst sich das Mutterkorn leicht aus den Spelzen heraus, fällt bei der Ernte aus und gelangt ent-

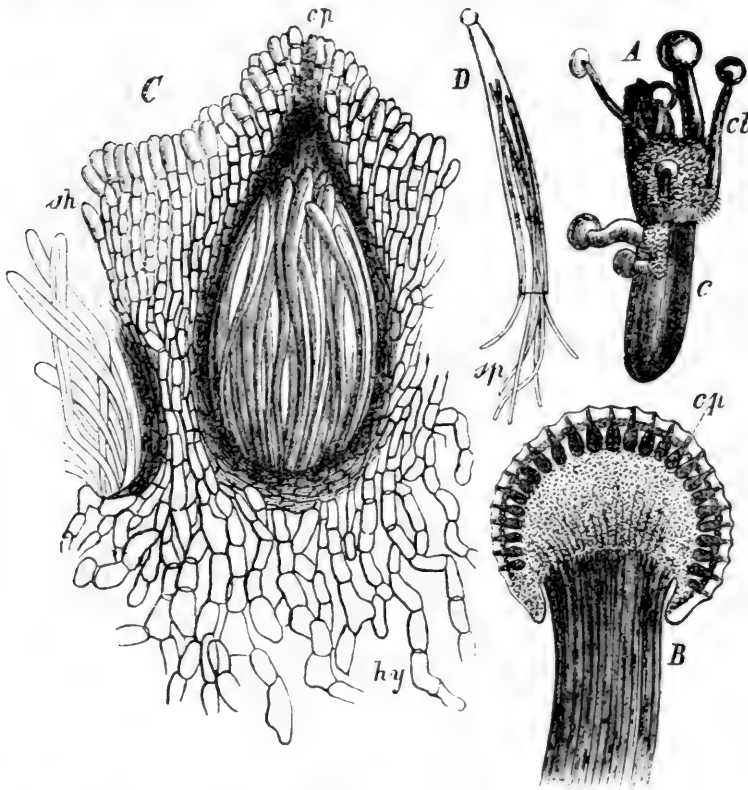


Fig. 84.

Claviceps purpurea Tul. A Ein Sclerotium (Mutterkorn) feimend, mehrere gestielte, kopfförmige Früchte treibend. B der Kopf einer solchen im Längsschnitte, zeigt die in der Peripherie eingesenkten Perithezien cp, vergrößert. C Durchschnitt durch ein Perithecium; cp die Mündung desselben; hy das innere, aus locker verflochtenen Hyphen bestehende Gewebe des Kopfes, sh die äußere Gewebesicht, stark vergrößert. D Ein Sporenschlauch, zerrissen und die fadenförmigen Sporen sp entlassend, stark vergrößert. Nach Tulazne.

weder unmittelbar in den Boden oder unter die ausgedroschenen Körner und bleibt unverändert bis zum nächsten Frühjahr. Wenn es dann auf feuchtem Boden liegt, so entwickeln sich auf ihm die vollkommenen Ascosporenfrüchte, nämlich eigentümliche Fruchtkörper mit den Perithezien. Zu dieser Bildung sind nicht bloß unversehrte, sondern selbst Stücke von Mutterkörnern (z. B. von Schnecken u. dergl. angefressene) fähig. Die Bildung geschieht auf Kosten der Reservennährstoffe, welche das Mutterkorn in seinen Zellen enthält (Olgehalt). An mehreren, bisweilen an zahlreichen Punkten brechen aus dem Sclerotium zuerst kleine, weiße Wäzchen durch die Rindenschicht und werden zu gestielten, ziemlich kugelrunden, steinadeltkopfgroßen köpf-

chen (Fig. 84 A). Die hellen Stiele strecken sich um so länger, je tiefer und verborgener das ausgefäete Mutterkorn liegt, indem sie immer die rötlichen Köpfe aus Licht und Freie hervorzuschieben suchen. Die letzteren tragen die oben beschriebenen Perithezien. Die reifen, 0,050–0,060 mm langen Sporen werden aus den Mündungen der Perithezien hervorgepreßt und gelangen auf diese Weise ins Freie.

Mit der Keimung der eben beschriebenen Ascosporen beginnt der Pilz seine Entwicklung im Frühling von neuem. Bei der Keimung baucht sich die Membran der Sporen an einzelnen Stellen etwas aus, wodurch Anschwellungen entstehen, von denen dann ein oder mehrere Keimschläuche auswachsen. Wenn solche Sporen in Getreideblüten gelangen, so dringen die Keimschläuche in den Fruchtknoten ein, und es entwickelt sich das Stroma der Sphacelia und nach diesem das Mutterkorn. Man kann sich durch einen einfachen Versuch davon überzeugen, daß durch Mutterkörner, die auf dem Erdboden liegen, der in der Nähe wachsende Roggen wieder mit Mutterkorn befaßt wird. Wenn man im Herbst Mutterkörner im Freien auf den Boden legt und darauf Roggen ausset, oder wenn man zwischen blühenden Roggen eine Schale mit Erde stellt, in welche man im Herbst vorher Mutterkörner gestreut hat, die nun in Fruktifikation sind, so kommen an dem Roggen zahlreiche Mutterkörner zum Vorschein. Mir ist dieser Versuch jedesmal gelungen. Die Conidien der Sphacelia, welche kurz nach der Roggenblüte gebildet werden, sind ebenfalls sofort keimfähig. Sie treiben aus einem ihrer Enden einen Keimschlauch, der bisweilen wieder sekundäre Conidien abschnürt. Wenn sie in Getreideblüten gelangen, so erzeugen sie sogleich wieder einen Pilz. Durch sie wird also, ebenso wie bei andern Pyrenomyceten durch die Conidien, der Pilz schon in demselben Jahre sehr reichlich vermehrt. Denn der Honigtau, welcher jene Sporen verbreitet, dringt leicht in andre Blüten ein und wird auch durch den Regen und durch den Wind, bei dem sich die Ähren des Getreides berühren, übertragen; auch besorgen dieses Geschäft die Fliegen, welche man fleißig dem süßen Saft nachgehen sieht. Daß oft mehrere unmittelbar untereinander stehende Blüten einer Ähre Mutterkörner zeigen, erklärt sich offenbar aus sekundärer Infektion durch herabrinneenden Honigtau. Ebenso erklärlich ist es, daß auf den spät entwickelten Roggenhalmen Mutterkorn besonders häufig ist, weil zuletzt, wo die meisten Ähren über das zur Infektion geeignete Alter hinaus sind, die Ansteckung sich auf solche Spätlinge konzentrieren muß.

Beikämpfung des
Mutterkornes.

Die Maßregeln zur Bekämpfung des Mutterkornes sind nach den eben erörterten Thatfachen folgende. Da hier die Infektion erst an der jungen Blüte erfolgt, so kann selbstverständlich durch eine Beizung des Saatgutes, wie sie z. B. bei den Brandkrankheiten des Getreides erfolgreich angewendet wird, nichts erzielt werden. Man muß den Ausgangspunkt der nächstjährigen Pilzentwicklung, d. i. das vorhandene Mutterkorn, beseitigen. Da daselbe zur Reifezeit sehr leicht aus den Spelzen ausfällt, so kommen beim Mähen des Getreides eine Menge Mutterkörner in den Boden, die übrigen unter die geernteten Körner. Mutterkörner, die mit dem Saatgut wieder auf den Acker gebracht werden, und solche, die schon bei der Ernte in den Boden gefallen sind, keimen in gleicher Weise spätestens im folgenden Frühjahr und geben damit zur ersten Entwicklung des Pilzes Veranlassung. Das beste und bei reichlichem Auftreten des Mutterkornes dringend anzu-

ratende Mittel, um den Sclerotien die beiden bezeichneten Wege abzuschneiden, besteht darin, daß man, so lange das Getreide noch auf dem Halme steht, den Acker durchgehen und das Mutterkorn einsammeln läßt. Die Arbeit lohnt sich überdies dadurch, daß das Mutterkorn in den Apotheken gesucht wird und hoch im Preise steht, indem der Bedarf in der neueren Zeit durch inländische Ware nicht gedeckt und viel aus Amerika eingeführt wird. Ferner muß selbstverständlich auch auf mutterkornfreies Saatgut gehalten werden. Durch Absieben oder durch Werfen lassen sich leicht die ausgedroschenen Sclerotien von den Körnern trennen. Damit sind die Verhütungsmaßregeln nicht erschöpft, da Mutterkorn auch auf zahlreichen wildwachsenden Gräsern vorkommt. Nun ist zwar noch nicht nachgewiesen, daß die Sporen dieser Pilze auch auf dem Getreide entwicklungsfähig sind; es könnte sein, daß die auf den verschiedenen Gramineen wachsenden *Claviceps*-Pilze ebenso viele Rassen darstellen, welche allein oder am leichtesten wieder ihre spezifische Nährpflanze befallen. Allein es ist äußerst wahrscheinlich, daß der Pilz der größeren, dem Getreide ähnlicheren Gräser von diesen auf den Roggen übergehen kann. An Feldrainen, Weg- und Grabenrändern sind die dort gewöhnlichen Gräser, vor allen *Lolium perenne* häufig strogend mit Mutterkorn bedeckt. Hier geht die Entwicklung des Pilzes ganz ungestört vor sich, und es können sowohl die *Claviceps*-Sporen der im Frühlinge aufgekeimten Sclerotien, als auch die von denranken Blüten dieser Gräser ausgehenden *Sphacelia*-Sporen leicht auf benachbarte Getreidepflanzen gelangen. Die Thatfache, daß immer an den Rändern der Acker das Mutterkorn besonders reichlich auftritt, hängt wahrscheinlich mit diesem Umstande zusammen. Es ist daher ratsam, solche Gräser vor der Blüte abzumähen oder überhaupt derartige Grasränder zu beseitigen. Selbstverständlich wird auch unter sonst gleichen Umständen weniger Mutterkorn entstehen, je mehr es gelingt, sämtliche Getreidepflanzen zu gleichzeitiger Entwicklung zu bringen, also namentlich durch Drillsaaten, weil dann die Zeit, wo für die Ansteckung empfängnisfähige Roggenblüten vorhanden sind, die möglichst kürzeste wird.

Nach den früheren Ansichten über die Natur des Mutterkornes war das frühere Ansichten selbe eine Entartung des Fruchtknotens oder auch, mit Bezug auf den ihm über die Natur vorausgehenden Honigtau, das Produkt eines Gährungsprozesses, womit das Mutterkorn. freilich eine klare Vorstellung von der Ursache dieser Veränderung nicht verbunden war. Auch einen Käfer, die auf Roggen häufige *Cantharis melanura*, hatte man im Verdacht, daß er durch seinen Stich das Mutterkorn erzeuge; derselbe geht aber ebenso wie die Fliegen nur dem süßen Honigtau nach. Zuerst hat Münchhausen¹⁾ 1765 das Mutterkorn als einen Pilz bezeichnet unter dem Namen *Clavaria solida*. Dann erhielt der Pilz von den Botanikern nacheinander die Namen *Clavaria Clavus Schrank*, *Spermoedia Clavus Fr.* und *Sclerotium Clavus DC.* Das conidientragende Stroma in der Grasblüte wurde 1827 von Léveillé²⁾ erkannt und unter dem Namen *Sphacelia segetum Lév.* als ein parasitisches Gebilde in der Blüte erklärt, welches unabhängig vom Mutterkorn sei, welches Léveillé auch noch für eine fruchtlose Entartung des Fruchtknotens hielt. Meyen³⁾

1) Der Hausvater. Hannover 1765. I, pag. 244.

2) Mém. de la soc. Linn. de Paris. V. 1827, pag. 365 ff.

3) Pflanzenpathologie, pag. 192 ff.

hat 1841 nachgewiesen, daß die *Sphaelia* als ein Vorstadium des Mutterkornpilzes im jungen Fruchtknoten der Blüten sich entwickelt und denselben zerstört. Die Entwicklung der ascosporenbildenden Früchte aus den Mutterkornern ist zwar schon von Tulasne beobachtet worden, aber man hielt dieselben für fremde Bildungen, die auf dem verwesenden Mutterkorn sich angesiedelt haben; Fries nannte sie *Sphaeria purpurea*, Ballroth *Kentrosporium purpureum*. Tulasne¹⁾ hat zuerst nachgewiesen, daß sie ein Entwicklungszustand des Mutterkornpilzes selbst sind. Die eigentliche Entwicklungsgeschichte der Perithecieen ist genauer von Fisch²⁾ verfolgt worden, welcher dabei konstatieren konnte, daß hier nicht, wie bei *Polystigma* und *Gnomonia* ein Segualakt vorhanden ist. Den Nachweis, daß die Ascosporen der *Claviceps*-Früchte, in Getreideblüten gelangt, dort wieder Mutterkorn hervorbringen, verdanken wir Durieu³⁾ und Kühn⁴⁾. Versuche, die *Sphaelia* durch ihre Sporen auf gesunde Blüten zu übertragen, sind schon von Meyen⁵⁾ gemacht worden, der jedoch keinen ganz unzweifelhaften Erfolg erzielt zu haben scheint; erfolgreich geschah es zuerst durch Kühn (l. c.).

Auf Phragmites.

2. *Claviceps microcephala* Tul., bildet Mutterkorn auf *Phragmites communis*: vielleicht gehört auch die auf *Molinia coerulea* und *Nardus stricta* wachsende Form hierher. Der Pilz ist dem vorigen ganz gleich, nur in allen Teilen kleiner, besonders in den Köpfchen.

Auf Glyceria.

3. *Claviceps Wilsoni* Cooke⁶⁾, in den Blüten von *Glyceria fluitans* in England: die Fruchtkörper haben ein länglich-keulenförmiges Köpfchen. Ob das in Deutschland auf *Glyceria fluitans* häufige Mutterkorn zu diesem Pilze gehört, ist noch zu untersuchen.

Auf Andropogon.

4. *Claviceps pusilla* Crs., in den Blüten von *Andropogon* in Italien. Die Fruchtkörper sollen mehr strohgelbe Farbe und die Köpfchen am Grunde ein fragenförmiges Anhängsel haben.

Auf Poa.

5. *Claviceps setulosa* Sacc., in den Blüten von *Poa*-Arten. Fruchtsitze lang und dünn, gebogen.

Auf Heliocharis
und Scirpus.

6. *Claviceps nigricans* Tul., bildet Mutterkorn in den Blüten von *Heliocharis* und *Scirpus*. Das Stroma ist durch schwarzviolette Farbe unterschieden.

Vierzehntes Kapitel.

Discomycetes.

Discomyceten

Die Discomyceten bilden neben den Pyrenomyceten die größte Abteilung der Ascomyceten. Von jenen unterscheiden sie sich durch die eigene Art ihrer Fruchtkörper; diese haben, so verschiedenartig auch

¹⁾ Ann. des sc. nat. 3 sér. T. XX, pag. 56.

²⁾ Beitr. zur Entwicklungsgeschichte einiger Ascomyceten. Botan. Ztg 1882, pag. 882.

³⁾ Vergl. Tulasne, Selecta Fung. Carpol. I, pag. 144.

⁴⁾ Mittheil. aus d. phys. Laborat. d. landw. Inst. d. Univ. Halle 1863.

⁵⁾ l. c. pag. 203.

⁶⁾ Grevillea XII, pag. 77.

ihre Gestalt sein mag, das Charakteristische, daß die Sporenschläuche in großer Anzahl zu einer Schicht, der Fruchtscheibe oder Fruchtschicht, vereinigt sind, welche wenigstens zur Reifezeit frei an der Oberfläche des Fruchtkörpers sich befindet. Man nennt diese für die Discomyceten charakteristische Form des ascusbildenden Fruchtkörpers ein *Apothecium*. Wie die Perithezien bei den Pyrenomyceten, so bezeichnen die Apothecien bei den Discomyceten den Höhepunkt der Entwicklung. Ihnen gehen nicht selten gewisse andre Fruchtbildungen voraus, welche analoge, conidienbildende Früchte oder Spermogonien, wie die gleichnamigen Gebilde bei den Pyrenomyceten darstellen.

I. *Lophodermium Chev., der Kiefernchorf.*

Die Apothecien sind längliche, elliptische oder strichförmige, in die *Lophodermium*. Oberhaut des Pflanzenteiles ganz eingewachsene, kleine, schwarze Gehäuse, deren dünne, häutige Wand anfangs vollständig geschlossen ist, zuletzt aber in ihrer ganzen Länge durch einen feinen, das Gehäuse oben in zwei Lippen trennenden Spalt bis auf die freigelegte flache schmale Fruchtscheibe geöffnet sind (Fig. 87). Die letztere besteht aus sädigen, an der Spitze meist gebogenen Paraphysen und aus feulenförmigen Sporenschläuchen mit je 8 fadenförmigen, einzelligen, farblosen, im Ascus parallel neben einander liegenden Sporen. Die meisten dieser Pilze wachsen auf abgestorbenen Pflanzenteilen; die im folgenden erwähnten parasitären treten schon auf den noch lebenden Nadeln von Koniferen auf und bewirken schädliche Erkrankungen der Nadeln; aber auch bei diesen reifen die Apothecien erst auf der abgestorbenen Nadel.

1. Der Kiefern-Kiefernchorf, *Lophodermium Pinastri Chev.* (*Hysterium Pinastri Schrad.*), vorzugsweise ein Parasit der gemeinen Kiefer, wird aber von Rehm¹⁾ auch auf *Pinus Strobis* und *Cembra*, *Abies peetinata* und *excelsa* angegeben. Im Riesengebirge und in den Alpen beobachtete ich mehrfach gelbnadelige Knieholzbüsche, deren ältere, absterbende Nadeln ein mit der Kiefer übereinstimmendes *Lophodermium* trugen. Die Apothecien sitzen einzeln oder zerstreut auf verbläuten, meist durch eine feine, schwarze Linie abgegrenzten Stellen der Kiefernadel (Fig. 85), sind etwa $\frac{1}{2}$ bis $2\frac{1}{2}$ mm lang, rundlich oder länglich elliptisch, glänzend schwarz, mit bläßer Fruchtscheibe. Die Paraphysen sind fast gerade, die Sporen 0,075—0,140 mm lang, fast die Länge des Ascus ausfüllend. Der Pilz bringt an der gemeinen Kiefer die häufige und schädliche, als Schütte bekannte Krankheit hervor. Mit dieser parasitären Erkrankung darf jedoch die unter den gleichen Symptomen sich zeigende, daher auch Schütte genannte Krankheit, welche durch Kälte Wirkung und Vertrocknen ohne Parasitenbeteiligung hervorgerufen wird (Bd. I S. 222) nicht verwechselt werden. Die von Göppert²⁾ und später

Kiefern-Kiefernchorf.

¹⁾ Rabenhorst, Kryptogamenflora I. 3. Abth. pag. 43.

²⁾ Verhandl. des schlesischen Forstvereins 1852, pag. 67.

von Prantl¹⁾ ausgesprochene Ansicht, daß die Kiefernshütte überhaupt parasitären Charakters sei, ist nicht gerechtfertigt. Daß in vielen Fällen Witterungsverhältnisse allein die Ursache sind, ist von Ebermayer schon geltend gemacht worden; auch M. Hartig²⁾ unterscheidet bestimmt von dieser Form diejenige, welche parasitären epidemischen Charakters und in manchen Revieren zu einer Kalamität geworden ist. Der Nachweis, daß gesunde Kiefernadeln durch den Pilz infiziert werden, ist von Prantl (l. c.) geliefert worden; nach Anbringung von Nadeln mit reifen Früchten an jungen Kieferntrieben sah er Infektion eintreten, wobei das Mycelium sich von den Spaltöffnungen aus verbreitete. Auch von Tursky³⁾ sind er-

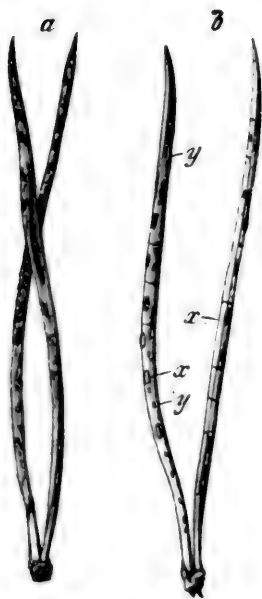


Fig. 85.

Lophodermium pinastri. a einjährige Kiefernadeln im April mit braunen Infektionsflecken, die Basis noch grün. b. zweijährige Kiefernadeln im April, abgestorben, mit reifen Apothecien x und entleerten Spermatogonien y.

Nach M. Hartig.

folgreiche Infektionsversuche gemacht worden. Die Krankheit befällt jüngere und ältere Kiefern, ist aber besonders verheerend in den jüngeren Saaten und Pflanzungen. Schon an Kiefernkeimlingen kann im Herbst des ersten Jahres die Krankheit auftreten. Sie zeichnet sich durch ein Braunsiedigwerden oder eine gänzliche Bräunung der Nadeln, in der Regel auch durch ein vorzeitiges Abfallen derselben aus. Dies geschieht oft im März oder April. Das Abfallen der nadeltragenden Kurztriebe ist dann nach M. Hartig die Folge davon, daß mit dem Erwachen der Vegetationsthätigkeit die kranken Kurztriebe durch Korkbildung am Grunde derselben abgestoßen werden. In den gebräunten Teilen der Nadel ist immer das Mycelium des Pilzes zu finden. Die Apothecien sind jedoch im ersten Sommer und Herbst in der Regel noch nicht gebildet. Wohl aber treten in dieser Zeit oft Spermatogonien auf, welche früher unter dem Namen *Leptostroma Pinastri Desm.* beschrieben worden sind; sie erscheinen als kleine, schwarze, oft in einer Reihe stehende Pünktchen und enthalten cylindrische, einzellige, 0,006 – 0,008 mm lange, vielleicht nicht keimfähige Spermatien. Die Apothecien entwickeln sich in der Regel im nächsten oder selbst erst im dritten Jahre, wenn die Nadel bereits abgefallen ist; doch reifen sie manchmal auch an der an der Pflanze noch haftenden Nadel. Wenn Sämlinge durch die Schütte befallen werden, so gehen sie meistens zu grunde. Ältere Pflanzen können sich, unter günstigen Umständen, wieder erholen. Nach M. Hartig soll das aber dann nicht möglich sein, wenn das Pilz-

mycelium aus den Nadeln in die Gewebe der Nre, besonders in die Markröhre der Pflanze eingedrungen ist. Die Öffnung der Apothecien erfolgt nur nach völliger Durchweichung, also bei andauerndem Regen. Nach M. Hartig ist Infektion zu erwarten teils durch abfallende schüttekrankte Nadeln aus den Kronen älterer Kiefern oder durch von dort abtropfendes Regenwasser,

¹⁾ Flora 1877, Nr. 12.

²⁾ Lehrbuch d. Baumkrankheiten. 2. Aufl. Berlin 1889, pag. 105.

³⁾ Botan. Centralbl. 1884. XVII, pag. 182.

hauptsächlich aber durch Regenwinde, die über erkrankte Kulturlächen hingestrichen sind. Als Gegenmaßregeln sind zu beachten: in erkrankten Kämpen alles Pflanzenmaterial zu vernichten, ehe neue Saaten angelegt werden; die Saatbeete in möglichster Entfernung von schüttekranken Kulturen oder doch so anzulegen, daß sie nach der Westseite hin nicht an solche angrenzen, oder sie gegen die Waldseiten hin zu schützen durch vorhandene ältere Fichtenspflanzkämpen oder durch Einfassung mit 2 m hohen dichten Bretterwänden. Schläge sollen unter Umständen durch horstweise Verjüngung gegen Schütte zu schützen sein; völlig erkrankte Schläge sind mit andern, schüttefreien Holzarten anzubauen. Nach Bartet und Buillemin¹⁾ soll Bordelaiser Brühe als Gegenmittel sich bewährt haben.

2. Der Fichten-Nigen-schorf, *Lophodermium macrosporum* (R. Hart.), Fichten-Nigen-schorf. *Rehm.* (*Hypoderma macrosporum* R. Hart.), befällt ebenfalls die noch grünen Nadeln bei der Fichte und zeigt sich besonders in 10- bis 40-jährigen Be-

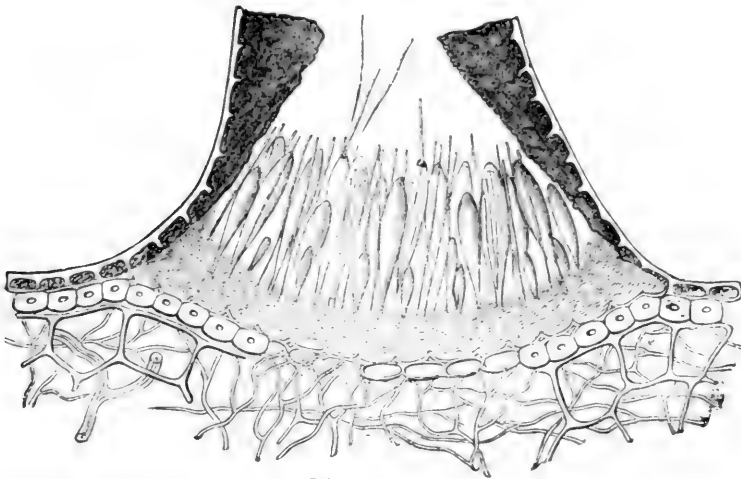


Fig. 87.

Lophodermium macrosporum. Querschnitt durch ein reifes aufgeplatztes Apothecium auf einer Fichtennadel, mit reifen und unreifen Sporenschläuchen und dazwischen stehenden Paraphysen. Nach R. Hartig.



Fig. 86.

Eine Fichtennadel mit Apothecien von *Lophodermium macrosporum*. Nach R. Hartig.

ständen²⁾. Die befallenen Nadeln nehmen im Frühling und Sommer eine hellbraune bis rötlichbraune Farbe an, werden dürr und fallen noch in demselben Sommer ab oder bleiben noch während des Winters hängen. Die Krankheit ist daher auch Fichtennadelbräune genannt worden. Erst an den abgestorbenen, vorzüglich an den abgefallenen Nadeln entwickeln sich die Apothecien, die an jeder der vier Seiten der Fichtennadel hervorbrechen können; viele Nadeln verderben auch ohne daß Früchte sich bilden. In der Regel sind es die Nadeln der vorjährigen Triebe, welche sich bräunen und dann bereits das Mycelium im Innern nachweisen lassen. Die Apothecien kommen dann meist erst an den dreijährigen Nadeln zur Anlage und erreichen im Frühling des folgenden Jahres ihre Reife. Sie sind linienförmig, schwarz, bis $2\frac{1}{2}$ mm lang, mit feingezähnter Längsspalte (Fig. 86 u. 87). Die

¹⁾ Compt. rend. T. CVI 1888, pag. 628.

²⁾ Vergl. R. Hartig l. c., pag. 101.

Paraphysen sind oben hafig oder lockig gedreht, die Sporen ungefähr 0,075 mm lang, die Länge des Ascus nicht erreichend. Vielleicht gehört als Pyknidenform die *Septoria Pini Fockel* (S. 418) hierher.

Weißtannen-
Nadelchorf.

3. Der Weißtannen-Nadelchorf, *Lophodermium nervisequium* (DC.) Rehm. (*Hypoderma nervisequium* DC., *Hysterium nervisequium* Fr.), an der Weißtanne, befällt immer nur die einzelne Nadel, doch sind an einem Zweige oft zahlreiche Nadeln erkrankt, und zwar vorzüglich ein- bis dreijährige. Dieselben werden gelb oder hellbraun; danach bilden sich im Sommer auf ihrer Oberseite oft Spermogonien mit zweizelligen, länglich-keulenförmigen Sporen, die als *Septoria Pini Fockel* bezeichnet worden sind. Später erscheinen die Perithezien als schwarze, strichförmige, 1–1½ mm lange Längspolster in einer einzigen Reihe auf der Mittelrippe an der Unterseite; bisweilen nimmt ein einziger fast die

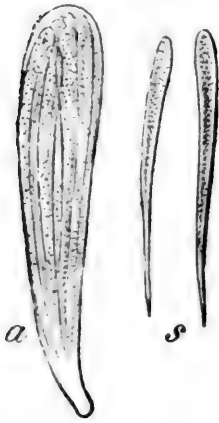


Fig. 88.

Lophodermium laricinum, a Sporenschlauch mit Sporen, b zweifolierte Sporen.

ganze Länge der Nadel ein. Dieselben erreichen ihre Reife erst im nächsten Frühjahr, nachdem die Nadeln inzwischen abgestorben sind; reife Sporenschläuche finden sich nur an ganz durren Blättern. Bisweilen bleibt die Nadel bis dahin am Zweige; öfter fällt sie eher ab, mitunter auch ohne Perithezien gebildet zu haben. Reif findet man die letzteren daher vorzüglich an den abgefallenen, unter den kranken Pflanzen auf dem Boden liegenden Nadeln im Frühjahr. Die Paraphysen sind an der Spitze hafig gerollt, die fadenförmigen Sporen nur 0,05–0,06 mm lang, fast nur halb so lang als der Ascus. Nach Prantl (l. c.) dringen die Keimschläuche der Sporen nicht durch die Spaltöffnungen, sondern durch die Wandung der Epidermiszellen ein. Die Krankheit ist wohl ebenso weit verbreitet wie die Tanne, aber meist wenig gefährlich, indem nur wenige Nadeln erkranken, doch sind auch Fälle beobachtet worden, wo die Mehrzahl der Nadeln verloren ging.

Lärchen-Nadel-
chorf.

4. Der Lärchen-Nadelchorf, *Lophodermium laricinum* Duby. An den Lärchen in den Alpen kommt bisweilen in weiter Ausdehnung im Sommer ein Braunwerden der Nadeln zum Ausbruch, woran der genannte Pilz schuld ist, dessen glänzend schwarze ¼–1 mm lange Apothecien in der abgestorbenen Nadel gegen den Herbst zur Entwicklung kommen. Die Paraphysen sind gerade, die Sporen keulig-fadenförmig, 0,070–0,075 mm lang, wenig kürzer als die Sporenschläuche (Fig. 88). Nach Fockel soll *Leptostroma laricinum* mit sehr kleinen, eiförmigen Sporen das dazu gehörige Spermogonium sein.

Wachholder-
Nadelchorf

5. Der Wachholder-Nadelchorf, *Lophodermium juniperinum* de Not. (*Hysterium Pinastri juniperinum* Fr.), auf durren, noch hängenden Nadeln von *Juniperus communis*, *nana* und *Sabina* in den Gebirgen. Daß auch dieser Pilz im ersten Stadium als Parasit auf der noch grünen Nadel auftritt, ist unbekannt, aber wahrscheinlich. Die Sporen sind 0,065 bis 0,075 mm lang, fast so lang als die Ascis; die Paraphysen fast gerade.

Auf Wermuths-
Kiefer und
Schwarzkiefer.

6. *Lophodermium brachysporum* Rostr., wird von Rostrup¹⁾

¹⁾ Forstatta Undersogelser etc. Kopenhagen 1883.

als auf den Nadeln von *Pinus Strobus* vorkommend beschrieben und wurde dann von Tüben¹⁾ zum erstenmal in Deutschland bei Passau beobachtet. Die Sporen sind ellipsoidisch bis rübenförmig, nur $\frac{1}{4}$ so lang als der Ascus. Ebenfalls von Rostrup wird ein *Lophodermium gilvum* Rostr. auf den Nadeln der Schwarzkiefer auf Fäulen mit bleichgelben Apothecien angegeben.

II. *Phacidium* Fr., der Klappenschorf.

Die Apothecien sind ebenfalls schwarze, dickhäutige Gehäuse, welche in den Pflanzenteil eingewachsen und mit den äußeren Schichten des Substrates zu einer Decke verwachsen sind, aber von rundlichem Umriss, also linsenförmig; die Decke öffnet sich, indem sie vom Mittelpunkt der Wölbung klappenartig in mehrere Lappen über der Fruchtscheibe zerreißt. Die letztere besteht aus fadenförmigen Paraphysen und keulenförmigen Sporenschläuchen mit je 8 länglich-eiförmigen, einzelligen, farblosen Sporen. Mit Ausnahme der hier erwähnten Art bewohnen diese Pilze abgestorbene Blätter.

Phacidium.

Phacidium repandum Fr. (*Pseudopeziza repanda* Karst.), verursacht an verschiedenen Galium-Arten, besonders *Galium boreale*, auch an *Asperula odorata* und *Rubia tinctorum* eine sehr ausgeprägte Krankheit, wobei an den grünen Trieben schon vor dem Blühen zahlreiche Blätter gelb werden und an den Stengeln gelbe Stellen entstehen. Die kranken Blätter zeigen sich unterseits bedeckt mit zahlreichen, kleinen Flecken, welche anfangs hellbraun sind und immer dunkler, endlich schwarz werden. Auch auf den kranken Stellen der Stengel sind dieselben vorhanden. Sie stellen die Spermogonien des Pilzes dar. Unter der Epidermis breiten sich zahlreiche, vielfach gewundene Myceliumfäden aus, die in geringerer Zahl auch zwischen den Mesophyllzellen wachsen. Die Spermogonien nisten unter der Epidermis in der subepidermalen Myceliumschicht, deren Fäden hier, indem sie dichter sich verflechten und sich bräunen, die dünne Wand der Spermogonien bilden. Letztere haben geschlängelte Seitenwände und grenzen mit diesen oft unmittelbar an einander, gleichsam mehrschichtige Spermogonien darstellend. Der Boden und die ganzen Seitenwände sind mit der Schicht sporenbildender Fäden überzogen, auf denen länglich elliptische Sporen abgeknüpft werden. Dieser Zustand ist als *Phyllachora punctiformis* Fuckel bezeichnet worden. Auf den untersten, älteren, im Absterben begriffenen Theilen bilden sich einige dieser Behälter zu den Apothecien aus, die dann sogleich zur Reife kommen. Diese zerreißen am Scheitel in mehrere Lappen, die auf den Stengeln sitzenden, mehr langgestreckten oft nur mit einer einfachen Längsspalte. Sie haben gestielte Asci mit 8 länglich keulenförmigen 0,010 bis 0,020 mm langen Sporen. Fuckel²⁾ trennt die Fries'sche Art in *Phacidium autumnale*, welches im Herbst auf *Galium boreale*, und in *Phacidium vernale*, welches im Frühling auf *Galium Mollugo* vorkommen soll; allein ich fand das erstere auch im Frühling; beide Formen gehören jedenfalls zusammen.

Auf *Galium.*

¹⁾ Allgem. Forst- u. Jagdzeitg. 1890, pag. 32.

²⁾ Symb. mycol., pag. 262.

III. *Schizothyrium Desm.*

Schizothyrium.

Die Apothecien stimmen mit denen der vorigen Gattung überein, sind rundlich oder länglich und öffnen sich zweilappig oder mit einem feinklappigen Längsspalt; die Sporen sind länglich, zweizellig, farblos.

Auf Achillea.

Schizothyrium Ptarmicae Desm. (*Phacidium Ptarmicae Schröt.*), befallt die lebenden Blätter von *Achillea Ptarmica*; die ergriffenen Stellen bleiben lange grün, färben sich erst später etwas gelb und tragen die gesellig stehenden, rundlichen, schwarzen, $\frac{1}{4}$ mm oder etwas breiteren Apothecien; die Sporen sind 0,012—0,014 mm lang, meist in geringerer Zahl als 8 in den Schläuchen enthalten. Der Pilz bildet auch Spermogonien, die als *Labrella Ptarmicae Desm.* (*Leptothyrium Ptarmicae Sacc.*), bezeichnet worden sind; sie enthalten farblose, länglich-eiförmige, 0,001 mm lange Sporen.

IV. *Rhytisma Fr., der Runkelschorf.*

Rhytisma.

In diese Gattung gehören blätterbewohnende Parasiten, welche ein in der Blattmasse befindliches, einen schwarzen, krustigen Fleck darstellendes Stroma besitzen, welches aus dem mit dem Pilze vereinigten Gewebe des Blattes besteht, und in welchem an der Oberseite des Blattes die zahlreichen Apothecien gelegen sind (Fig. 89). Letztere sind mehr oder weniger langgestreckt und öffnen sich am Scheitel mit einer Längspalte, sind aber nicht geradlinig, sondern unregelmäßig hin und her gebogen und geschlängelt, so daß die Oberfläche des Stroma kirkelförmige Runkeln zeigt. Die Sporenschläuche entwickeln sich in ihnen erst im Winter, wenn das Blatt abgefallen ist und auf dem Boden liegend verfault, so daß die Perithezien im folgenden Frühjahr reif sind. Die Sporenschläuche, zwischen dem sich fadenförmige, oft an der Spitze gebogene Paraphysen befinden, enthalten je 8 dünne, fadenförmige, farblose Sporen. Die durch diese Pilze verursachten Krankheiten sind daher durch das Auftreten großer, schwarzer, krustiger Flecke auf den Blättern charakterisiert. Solche Blätter behalten, höchstens mit Ausnahme eines gelben oder braunen, den Fleck umsäumenden Hofes, ihre grüne Farbe und werden kaum eher als die gesunden zur Zeit des herbstlichen Laubfalles abgeworfen. Aber die großen und oft in ansehnlicher Zahl auf einem Blatte vorhandenen schwarzen Flecke bedingen, daß nur ein Bruchteil der Blattfläche für die normale assimilierende Thätigkeit übrig bleibt.

Auf Ahorn.

1. *Rhytisma acerinum Fr.*, auf unsern drei häufigen deutschen Ahornarten, *Acer campestre*, *platanoides* und *Pseudoplatanus*, die letztere in den Gebirgen bis an die obere Grenze ihrer Verbreitung begleitend und gerade dort in verstärktem Grade auftretend. Der Pilz bildet auf den Blättern 3 bis 20 mm große, kohlschwarze, gelbgesäumte, meist runde, etwas convexe, runzelige Flecke, die bisweilen in so großer Anzahl vorhanden sind, daß sie sich berühren und den größten Teil der Blattfläche einnehmen (Fig. 89). Zuerst entstehen im Sommer gelbe Flecke von der Größe und Form der

späteren schwarzen. Bald darauf tritt gleichzeitig an vielen Punkten die Schwärzung ein; die gefärbten Punkte vergrößern sich und fließen allmählich zusammen. Die Myceliumfäden vermehren sich an diesen Stellen in einem solchen Grade, daß alle Räume der Gewebe erfüllt sind mit den fast lückenlos verflochtenen Fäden. Diese sind innerhalb der Zelhöhlen regellos durch einander gewunden, nur in den Bastisfadenzellen vorwiegend der Längsrichtung dieser folgend. In diesem Fadengewirr kann man trotzdem

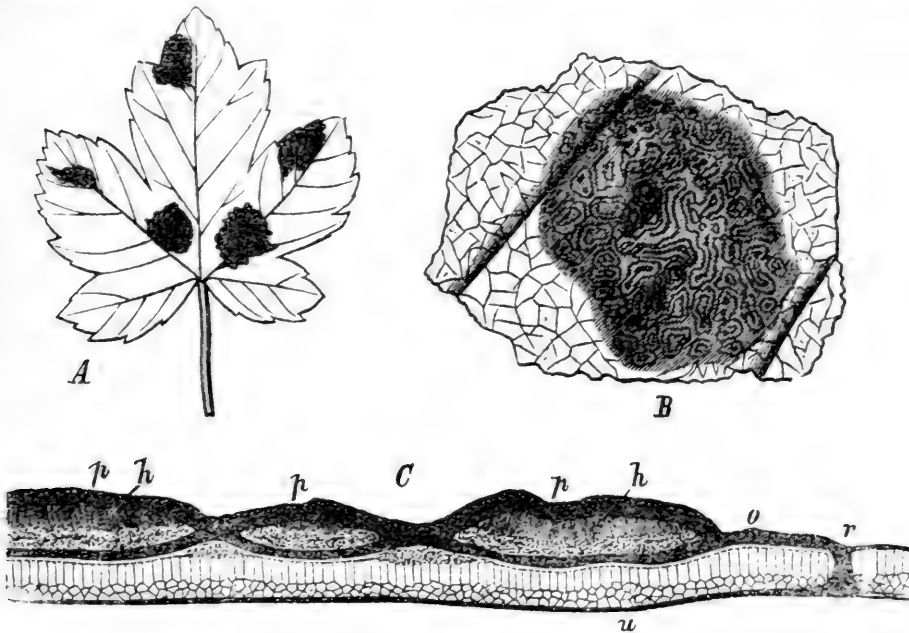


Fig. 89.

Rhytisma acerinum auf *Acer pseudoplatanus*. A Ein Blatt mit mehreren schwarzen Flecken, verkleinert. B Einer der schwarzen Flecke (Stroma), schwach vergrößert, um die lirellenförmigen Apothecien zu zeigen. C Durchschnitt durch ein Stück des Stroma. o Ober-, u Unterseite des Blattes; bei r der Rand des Stroma; ppp Apothecien, die im Innern der Rindenschicht angelegt und noch völlig geschlossen sind; h Anlage der Scheibe, zunächst nur aus einer Schicht fadenförmiger Paraphysen bestehend, die aus der subhymenialen Schicht entspringen. 90fach vergrößert.

vielfach die Membranen der ursprünglichen Zellen noch erkennen, besonders die derberen Elemente der Fibrovasalbündel und die Epidermiszellwände beider Blattseiten. Eine kontinuierliche periphere Lage dieses Stroma verdichtet sich zu einem feinzelligen Pseudoparenchym mit geschwärzten Membranen und bildet dadurch eine dunkle, krustige Rinde. An den beiden Seiten des Blattes geschieht dies ungefähr in einer Dicke, die derjenigen der Epidermis gleich ist. Aber auch am Rande grenzt sich das Stroma von dem benachbarten Blattgewebe durch eine ebensolche, schwarze, quer durch das Blatt hindurch gehende Rindenzone ab. Alles innere Gewebe des Stroma bleibt farblos und erfüllt sich reichlich mit Öltropfen. Die Beschaffenheit erinnert also an die eines Sclerotiums. An allen den Punkten, wo an der Oberseite des Stroma die lirellenförmigen Perithechien angelegt werden, besteht nur in der Ausbildung der Rindenschicht eine Abweichung;

diese wird hier in viel größerer Mächtigkeit gebildet, so daß die Epidermiszellen, in denen dies geschieht, bedeutend ausgeweitet werden und die Cuticula weit abgehoben wird. Das so gebildete Gewebe schwärzt sich nicht in seiner Totalität; vielmehr bleibt eine centrale Partie in Form eines farblosen, feinzelligen Pseudoparenchyms von der Schwärzung ausgeschlossen. Es ist die Anlage der subhymenialen Schicht des zukünftigen Apotheciums. Dasselbe ist also nach außen von der dicken, gemeinschaftlichen Rinde des Stroma überzogen, aber auch nach innen durch eine dünnere, braune Rindenschicht vom Mark des Stroma abgegrenzt. Von der subhymenialen Schicht erheben sich nun, den Raum noch mehr ausweitend, rechtwinkelig gegen die äußere Rindenschicht die feinen, parallel und dicht beisammen stehenden Paraphysen, die Anlage der Scheibe bildend (Fig. 89 Ch): zwischen ihnen entstehen erst zur Zeit der Reife die Sporenschläuche; die Sporen sind 0,06—0,08 mm lang. Die Apothecien werden hiernach aus dem in der Epidermis befindlichen Teile des Stroma gebildet. Auf den isolierten, schwarzen Punkten, mit deren Auftreten auf den anfänglich gelben Flecken die Bildung des Stroma beginnt, befinden sich Spermogonien, hin und wieder als sehr kleine, schwarze, halbkugelige Pünktchen in der Mitte eines schwarzen Fleckchens, sie enthalten zahlreiche, 0,006 bis 0,009 mm lange, kurz stäbchenförmige, farblose Spermatien. Dieser Spermogonienzustand wurde als *Melasmia acerinum* Lév. bezeichnet. Später ist jede Spur desselben verschwunden und man findet nur die Apothecien, die im Frühling reif sind. Mit diesem Parasiten hat Cornu¹⁾ Infektionsversuche durch Auflegen von Schnitten durch reifes Stroma auf die Pflanze gemacht und gefunden, daß nur bei Infektionen der Blattflächen die Flecke auf denselben sich erzeugen ließen. Der Pilz überwintert also nicht auf der Pflanze, sondern geht von dem auf der Erde liegenden alten, faulen Laub wieder auf die neuen Blätter, was wohl auch für die übrigen Arten dieser Gattung anzunehmen ist. Daß die Sporen aus den Apothecien in Wölkchen in die Luft ausgestoßen werden, beobachtete Klebahn²⁾. Die Verhütung der Krankheit würde also darin bestehen, daß man das Laub im Herbst unter den Pflanzen zusammenkehren und entfernen läßt; R. Hartig³⁾ macht auch darauf aufmerksam, daß da, wo letzteres geschieht wie in Gärten und Parkanlagen, man kein Rhytisma an den Blättern des Ahorn antrifft.

Auf Acer.

2. *Rhytisma punctatum* Fr., ebenfalls auf den Blättern von *Acer Pseudoplatanus*, aber von dem vorigen Pilze dadurch unterschieden, daß die Apothecien nicht in einem schwarzen Stroma eingewachsen, sondern isoliert zu 20 bis 30 in Gruppen stehend einem $\frac{1}{2}$ bis $1\frac{1}{2}$ cm breiten gelblichen Blattfleck eingewachsen sind. Die Apothecien sind länglich und gebogen, $1-1\frac{1}{4}$ mm breit. Die Ascosporen sind 0,030—0,036 mm lang. Auch hier gehen den Apothecien Spermogonien voraus.

Auf Salix.

3. *Rhytisma salicinum* Fr., bildet auf den Blättern von *Salix Caprea* und *aurita* oberseits stark konvexe und glänzende, schwarze, runzelige Krüten von ungefähr rundem Umriß und 10 mm und mehr Durchmesser, meistens nur lokal auf einzelnen Blättern, daher nicht erheblich schädlich. Der Pilz findet sich von der Ebene bis in das Hochgebirge; hier besonders

¹⁾ Compt. rend., 22. Juli 1878.

²⁾ Hedwigia 1888. Heft 11 u. 12.

³⁾ l. c. pag. 99.

häufig. Die Apothecien reifen erst während des Winters; die Sporen sind 0,06 bis 0,09 mm lang. Nach Tulasne¹⁾ gehört zu diesem Pilz als Spermogonium *Melasmia salicinum* mit cylindrischen Spermarien und eirunden Stylosporen.

4. *Rhytisma Andromedae* Fr., auf der Oberseite der Blätter der *Andromeda*. *Andromeda polifolia* glänzend schwarze, stark konvexe, runzelige und höckerige Krusten bildend, welche oft die ganze Breite und nicht selten auch den größten Teil der Länge des Blattes einnehmen. Die erkrankten Blätter dieses immergrünen Sträuchleins bleiben meist bis zum nächsten Jahre stehen. Auf dem Brocken fand ich fast alle Individuen von dieser Krankheit befallen und teilweise fast in allen Blättern erkrankt, so daß viele deshalb zu sehr kümmerlicher Entwicklung gekommen waren.

5. *Rhytisma Onobrychis* DC., auf beiden Seiten der Blätter von *Onobrychis* *Onobrychis sativa* und *Lathyrus tuberosus* rundliche, schwarze Flecke und *Lathyrus*. bildend, auf denen am lebenden Blatte Spermogonien sich befinden, welche zahlreiche 0,007—0,010 mm lange, eiförmige, farblose Sporen enthalten und als *Placosphaeria Onobrychidis* Sacc. bezeichnet worden sind. Die noch unbekannten Apothecien entstehen wahrscheinlich erst an den abgefallenen Blättern. Prillieur²⁾ berichtet von einem Fall in Frankreich, wo durch diesen Pilz neun zehntel der Ernte der Esparsette vernichtet wurde.

V. Cryptomyces Grev.

Die Apothecien sind anfangs in den Pflanzenteil eingesenkt, zer- *Cryptomyces*. reißen aber zuletzt die bedeckenden Schichten desselben und spalten sich oben unregelmäßig, die Fruchtscheibe entblößend; sie sind flächenförmig ausgebreitet, schwarz, von kohliger Beschaffenheit. Die Sporenschläuche enthalten je 8 längliche, einzellige, farblose Sporen.

Phyllachora Pteridis Fuckel, (*Cryptomyces Pteridis* (Rehm.) *Rehm.*, *Sphaeria Pteridis* Rehm., *Dothidea Pteridis* Fr.). Dieser Pilz bewirkt eine sehr ausgezeichnete Krankheit des Adlerfarns (*Pteris aquilina*). Im Sommer bekommt der ganze bereits vollständig entwickelte und manchmal auch noch fruktifizierende Wedel eine weniger lebhaft grüne Farbe. Auf der Unterseite sämtlicher Fiedern zeigen sich längliche, schwarze, glanzlose Flecke, welche regelmäßig zwischen den von der Mittelrippe gegen den Rand des Fiederns laufenden Seitenerven liegen und daher diesen gleich gerichtet sind. Der leidende Zustand des Wedels steigert sich, indem das Kolorit immer mehr in gelb übergeht und die schwarzen Flecke immer deutlicher und vollständiger auftreten, so daß der Wedel unterseits wie schwarz bemalt erscheint. Endlich tritt Absterben und Dürrewerden ein. An dem noch lebenden kranken Wedel sieht man nicht selten auf den schwarzen Flecken kleine, hellbraune Gallerttröpfchen, in denen zahllose, cylindrisch-spindelförmige, einzellige, farblose Spermarien enthalten sind. Dieselben sind aus Spermogonien hervorgequollen, die in dieser Periode auf manchem Stroma gebildet werden und *Fusidium Pteridis* Kautzbr. genannt worden sind. Die Apothecien entstehen in den schwarzen Flecken erst nach dem Tode und reifen nach Ablauf des Winters. Die Sporen sind elliptisch, 0,008 bis 0,010 mm lang.

Auf *Pteris aquilina*.

¹⁾ Selecta Fungorum Carpologia III, pag. 119.

²⁾ Refer. in Centralbl. f. Agrikulturchemie 1885, pag. 819.

VI. *Pseudopeziza Fuckel.*

Pseudopeziza.

Die Apothecien brechen aus der Pflanzenoberhaut hervor, sind sehr klein, hell, rundlich, schüsselförmig, anfangs kugelig geschlossen, dann ihre flache, hellfarbige Fruchtscheibe entblößend, von fleischig oder wachsartig weicher Beschaffenheit, äußerlich kahl. Die Sporen sind eiförmig oder elliptisch, einzellig, farblos. Alle Pilze dieser Gattung sind Parasiten in Pflanzenblättern, an denen sie Blattfleckenkrankheiten hervorrufen. Auf den kranken, gelb oder braun werdenden Blattflecken kommen die beschriebenen kleinen Apothecien zum Vorschein.

Blattfleckenkrankheit des Klee.

1. *Pseudopeziza Trifolii Fuckel* (*Ascobolus Trifolii Bernh.*, *Phyllachora Trifolii Sacc.*). Durch diesen Pilz wird eine Blattfleckenkrankheit des Klee, und zwar auf *Trifolium pratense* und *repens* verursacht, welche bisweilen ganze Kleefelder befällt. Es entstehen auf den noch lebenden Blättern, sowohl im Frühling, wie im Sommer, kleinere und größere, braune bis schwärzliche, allmählich vertrocknende Stellen, auf deren Mitte alsbald, sowohl ober- wie unterseits ein oder mehrere, etwa $\frac{1}{4}$ mm große, sitzende, rundliche, braune, mit blaßbrauner Scheibe versehene Schüsselfchen erscheinen. Die Sporenschläuche enthalten je 8 meist zweireihig liegende, länglich lanzettförmige, einzellige, farblose, 0,010—0,014 mm lange Sporen.

Eine Form desselben Pilzes tritt auch auf auf *Medicago*-Arten, besonders auf Luzernen auf; sie wurde früher als besonderer Pilz unter dem Namen *Phacidium Medicaginis Lib.* (*Phyllachora Medicaginis Sacc.*), beschrieben. Die Flecke, die er auf den Luzerneblättern erzeugt, sind heller, und auch die Apothecien weniger dunkel als beim Klee. Nießl¹⁾ hat auf solchen kranken Blattflecken des Rotklee im Frühling statt der ascustragenden Becher sehr kleine, durch die Epidermis hervorbrechende, napfförmige Organe gefunden, auf denen kleine, länglich cylindrische, stumpfe, hyaline, einzellige Spermatien abgeschnürt werden. Es ist wahrscheinlich, daß diese als *Sporonema phacidoides* bezeichneten Organe, wie Nießl behauptet, der *Pseudopeziza* angehören und dann wohl als die *Spermogonien* derselben zu betrachten sein würden.

Auf Polygonum Bistorta und viviparum.

2. *Pseudopeziza Bistortae Fuckel.* Die Blätter von *Polygonum Bistorta* erkranken oft, häufiger auf den Gebirgen als in der Ebene, und dort auch diejenigen von *Polygonum viviparum*, unter Auftreten großer, schwarzer, von einem gebräunten Hof in der Blattsubstanz umsäumter Flecke, welche allmählich an Umfang zunehmen und einem Rhytisma ähnlich sehen. In denselben ist das Mycelium durch dichte Verflechtung der Fäden zu einem feinen Pseudoparenchym in der Epidermis und im Mesophyll entwickelt; die Gliederzellen desselben bräunen sich stellenweise und erzeugen dadurch die schwarze Färbung. Letztere breitet sich am Rand der Flecke in dem braunen Saume derselben dendritisch aus. Diese dendritischen Strahlen sind die feinen Blattnerven, auf denen die Bräunung zuerst beginnt. Diese Flecke für sich allein waren den älteren Mykologen unter dem Namen *Xyloma Bistortae DC.* bekannt. Auf der Unterseite derselben entwickeln sich aber bald heerdenweis die etwa $\frac{1}{2}$ mm breiten, freisrunden, länglichen oder unregelmäßig zusammenfließenden, dunkelbraunen Apothecien, deren

¹⁾ Vergl. Rabenhorst, Fung. europ. Nr. 2057.

Schläuche je 8 länglich-keulenförmige, etwas gekrümmte, 0,012—0,014 mm lange, einzellige, farblose Sporen enthalten.

3. *Pseudopeziza axillaris* Rostr., in den Blattachseln von Saxi- Auf Saxifraga.
fraga stellaris in Grönland, mit 1—1,5 mm großen dunkelbraunen Apothecien.

4. *Pseudopeziza Alismatis* Sacc., auf gelbbraunlichen Blattsflecken Auf Alisma.
 von *Alisma Plantago*, auf denen gesellig die fast farblosen oder blaßbräunlichen, schüsselförmigen Apothecien sitzen, welche nur 0,1—0,25 mm Durchmesser haben. Die Sporen sind länglich, 0,012—0,014 mm lang.

VII. *Fabraea* Sacc.

Diese Gattung stimmt mit der vorigen ganz überein bis auf die zweizeiligen Sporen. Fabraea.

1. *Fabraea Ranunculi* (Fr.) Karst. (*Dothidea Ranunculi* Fr., *Pseudo-* Auf *Ranunculus*.
peziza Ranunculi Fuckel, *Peziza Ranunculi* Chaillet in litt. *Herb. Lips.*, *Phyc-*
tidium Ranunculi Wallr., *Expicula Ranunculi* Rabenh.), erzeugt auf den
 lebenden Blättern verschiedener *Ranunculus*-Arten große, gelbe, später bräun-
 liche, zuletzt dürr und schwärzlich werdende Flecke. Auf der Unterseite der
 noch gelben Flecke zeigen sich schon die jugendlichen, auf den tiefer ver-
 färbten die vollständig entwickelten, schwärzlichen, 0,2—0,8 mm breiten
 Schüsselfchen, welche gestielte, keulenförmige Schläuche mit je 8 zweireihig
 liegenden, keulenförmigen, zweizeiligen, 0,012—0,015 mm langen, hyalinen
 Sporen enthalten.

2. *Fabraea Rousseauana* Sacc. et Bomm. (*Naevia Calthae* Karst.), Auf *Caltha*.
 auf braunen, später gelblichen, endlich grauen Flecken der Blätter von
Caltha palustris. Die Apothecien stehen auf beiden Blattseiten und sind
 gelbrötlich, die Sporen elliptisch, zuletzt zweizeilig, 0,05—0,06 mm lang.

3. *Fabraea Cerastiorum* (Wallr.) Sacc., (*Pseudopeziza Cera-* Auf *Cerastium*.
stiorum Fuckel, *Peziza Cerastiorum* Fr. *Phycidium Cerastiorum* Wallr.),
 auf den lebenden Blättern von *Cerastium triviale*, *glomeratum* und andern
 Arten, wo sie gelbe Flecke und bald völliges Vergilben des Blattes hervor-
 bringt. Auf der Unterseite der erkrankten Blätter finden sich die bis $\frac{1}{2}$ mm
 großen, runden, braunen Apothecien mit hellbrauner Scheibe, die Sporen
 sind länglich, 0,007—0,010 mm lang.

4. *Fabraea Astrantiae* (Ces.) Sacc. (*Phacidium Astrantiae* Ces., Auf *Sanicula* und
Pseudopeziza Saniculae Niessl., *Exepula Saniculae* Rabenh.), erzeugt Astrantia.
 auf lebenden Blättern von *Sanicula europaea* und *Astrantia major* große,
 gelbe, vom Centrum aus dendritisch sich bräunende Flecke, auf deren Unter-
 seite die 0,2—0,4 mm breiten, bräunlichen Apothecien hervorbrechen. Sporen
 2—4 zellig, länglich, 0,015—0,018 mm lang. Ein conidientragender Zustand
 dieses Pilzes, *Rhytisma stellare* Strauss, genannt, ist auf den Blättern von
Astrantia major gefunden worden¹⁾. Brefeld²⁾ hat bei seinen Kulturen
 dieses Pilzes ebenfalls Conidienbildung beobachtet.

VIII. *Keithia* Sacc.

Von den vorigen Gattungen nur durch die zweizeiligen, braunen Keithia.
 Sporen und viersporigen Asci unterschieden.

¹⁾ Flora 1850; Beilage, pag. 50.

²⁾ Mycologische Untersuch. IX, pag. 51, 325.

Auf Juniperus.

Keithia tetraspora Sacc. (*Phacidium tetraspora* Phill.), auf gelbbraunen Flecken der Nadeln von Juniperus in England.

IX. *Beloniella* Sacc.

Beloniella.

Die Apothecien treten weit aus dem Pflanzenteile hervor, sind anfangs kuglig geschlossen, dann entblößen sie die frug-, später schüsselförmige, flache, feinfaserig verandete, hellfarbige Fruchtscheibe und sind außen braun und glatt, wachsartig weich. Die Sporen sind meist spindelförmig, 2 bis 4zellig.

auf Potentilla.

Beloniella Dehnii (Rabenh.) Rehm. (*Peziza Dehnii* Rabenh.¹⁾, *Pseudopeziza Dehnii* Fuckel), bringt auf *Potentilla norvegica* eine Krankheit hervor, die dadurch ausgezeichnet ist, daß die grünen, kaum blühenden Triebe von der Basis an successiv aufwärts, die Stengel, die Blattstiele, die Hauptrippen und die Seitenerven des Blattes unterseits sich mit den zahlreichen, schwarzbraunen, im feuchten Zustande hellbraunen Apothecien bedecken, deren Größe auf den dickeren Teilen $\frac{1}{2}$ —1 mm ist, aber mit der Stärke der Blattrippen und Nerven abnimmt. Die Sporen sind lang spindelförmig, zweizellig, 0,012—0,015 mm lang.

X. *Dasyscypha* Fr.

Dasyscypha.

Die Apothecien brechen aus dem Pflanzenteile hervor als sitzende oder kurz gestielte, anfangs kuglig geschlossene, dann rundlich geöffnete Schüsselfchen, welche eine zart verandete Fruchtscheibe besitzen und äußerlich mehr oder weniger dicht bedeckt sind mit meist langen Haaren. Die achtsporigen Schläuche haben Paraphysen zwischen sich und enthalten längliche oder spindelförmige, meist einzellige, farblose Sporen. Die meisten Arten sind Saprophyten.

Lärchentrieb.

Dasyscypha Willkommii R. Hart. (*Corticium amorphum* Fr., *Peziza calycina* Schum., *Dasyscypha calycina* Fuckel, *Helotium Willkommii* Wettst.) Dieser Pilz ist die Ursache des Lärchentriebes, einer Krankheit der Lärchen, welche durch Willkomm²⁾ genauer bekannt und weiter von R. Hartig³⁾ untersucht worden ist. Nach letzterem Forscher wird die Rinde der Lärche durch diesen Pilz nur an irgend einer Wundstelle infiziert, insbesondere an solchen Stellen, die durch das Herunterbeugen der Zweige bei Schnee oder Anstauung im oberen Winkel an der Basis des Zweiges entstehen, oder die durch Hagelschlag oder durch Insektenfraß, namentlich durch die Lärchenmotte, veranlaßt werden. An solchen Punkten entwickelt sich das fräftige, septierte Mycelium in der Rinde teils intercellular, teils innerhalb der Siebröhren fortwachsend, die Gewebe tödend und bräunend und auch in den Holzkörper bis ins Mark eindringend. Der gesund gebliebene Teil des Zweigumfanges grenzt sich gegen die getötete Rindenstelle

¹⁾ Botan. Zeitg. 1842, pag. 12.

²⁾ Die mikroskopischen Feinde des Waldes II, pag. 167 ff.

³⁾ Untersuchungen aus d. forstbot. Institut I., pag. 63; II, pag. 167, und Lehrbuch der Baumkrankheiten. 2. Aufl., pag. 109.

durch eine breite Korkschicht in der Rinde ab und setzt nun das Dickenwachstum seines Holzkörpers fort, so daß der Zweig hier weiter in die Dike wächst, während die getötete Rindenstelle vertrocknet und gewöhnlich unter Ausfließen von Harz platzt. Wir haben dann eine sogenannte Krebsstelle vor uns. Diese vergrößert sich nun alljährlich in der ganzen Peripherie, indem die Erkrankung trotz der gebildeten Korkschicht über dieselbe hinausgreift, weil das Mycelium entweder durch die Cambiumschicht oder durch den Holzkörper wieder in die lebende Rinde eindringt. Der neu erkrankte Rindenteil wird dann im Sommer wieder durch eine neue Korkschicht abgegrenzt. Je öfter dies geschieht, desto mehr wird der noch lebende Teil des Zweigumfanges eingeschränkt und der Zuwachs immer einseitiger, und hat endlich der Krebs den ganzen Zweig oder Stamm umfaßt, so stirbt der letztere oberhalb dieser Stelle ab. Dieser Zeitpunkt kann schnell oder manchmal sehr spät eintreten. Die Keimung der Sporen des Pilzes ist schon von Willkomm beobachtet worden. R. Hartig konnte durch künstliche Infektion mit den Sporen an jeder Stelle einer gesunden Lärche eine Krebsstelle erzeugen. Bald nach dem Tode der harzdurchtränkten Rinde brechen auf der Krebsstelle stecknadelkopfgroße, gelbweiße Polsterchen hervor, welche eine Conidienfruktifikation darstellen; sie enthalten im Innern runde oder wurmförmige Höhlungen, auf deren Wänden zahllose äußerst kleine Sporen gebildet werden. Diese Polster vertrocknen sehr leicht und entwickeln sich nur an Stellen, wo sie von anhaltend feuchter Luft umgeben sind. Unter dieser Bedingung erscheinen dann auf ihnen die eigentlichen Apothecien als kurz gestielte, äußerlich weiße und filzige Schüsseln mit einer zart berandeten, orangerothen Fruchtscheibe; die Sporen sind länglich-elliptisch oder verlängert keulenförmig, 0,016—0,025 mm lang und 0,006 bis 0,008 mm breit. Nach R. Hartig erkrankten die Lärchen in feuchten Lagen schnell und sterben ab, und aus der toten Rinde treten dann die Apothecien hervor, ohne daß große Krebsstellen sich gebildet haben. Der Pilz ist in den Beständen der Lärchen auf den Alpen ursprünglich einheimisch, gefährdet hier aber den Baum fast nur in dumpferen Lagen der Thäler und in der Umgebung der Seen. Nach R. Hartig waren die Lärchenkulturen, welche man im Anfange dieses Jahrhunderts in Deutschland bis zu den Küsten der Nord- und Ostsee anlegte, lange Zeit gesund, sind aber nach und nach durch den aus den Alpen niedersteigenden Pilz und durch Versendung kranker Lärchen aus den Baumschulen und von Revier zu Revier verseucht worden, indem der Pilz in der feuchteren Luft der Ebene und in den hier auftretenden Beschädigungen durch Insekten günstige Bedingungen vorfand. Sorauer¹⁾ ist der Ansicht, daß besonders Frostbeschädigungen, denen die Lärche in der Ebene mehr ausgesetzt sei, die erste Veranlassung des Lärchenkrebsses sei; er scheint sogar den Frost allein für die Ursache der Krankheit zu halten. Als Gegenmittel werden von R. Hartig angegeben: Anbau des Baumes nur im einzelnen Stande, vorwiegend unter andre Holzarten eingesprengt, nur in freien Lagen, und nie in reinen Beständen; Vorsicht beim Bezug fremder Pflanzen; Beseitigung und Verbrennen etwa erkrankter Pflanzen in den Saat- und Pflanzbeeten.

Unentschieden ist, ob die als Kanter oder Krebskrankheit der ^{Krebskrankheit} Chinabäume auf der Insel Java bekannte Erkrankung hierher gehört. ^{der Chinabäume.}

¹⁾ Pflanzenkrankheiten. 2. Aufl. II, pag. 305.

Warburg¹⁾, welcher über dieselbe berichtet, unterscheidet einen Stamm- oder Hefekrebs, bei welchem er einen der *Dasysephyra* ähnlichen Pilz einige male auffinden konnte, und einen Wurzelskreb, wobei sich Mycelbildungen ähnlich denen des *Agaricus melleus* (S. 236) zeigten.

XI. Rhizina Fr.

Rhizina.

Große, erdbodenbewohnende Schwämme, in Gestalt eines ausgebreiteten, unebenen, in der Mitte unterseits ohne Stiel auf dem Erdboden sesshaften Fruchtkörpers, deren im Boden wachsendes Mycelium auf den Baumwurzeln parasitisch leben soll.

Ringseuche der
Seekiefern.

Rhizina undulata Fr., wächst mit seinem 2,5—8 cm breiten, kastanienbraunen Fruchtkörpern auf Sandboden in Nadelwäldern. Bei einer in den 70er Jahren in Südfrankreich an den Seekiefern aufgetretenen Krankheit, Ringseuche, maladie du rond, genannt, wo die Bäume auf kreisförmigen Fehlstellen absterben, hat man rings um die Fehlstellen die Fruchtkörper dieses Pilzes gefunden. Die Wurzeln sterben ab, indem sie von einem Mycelium durchwuchert sind, welches mit den Fruchtkörpern des Pilzes zusammenhängen soll. Das Absterben der Wurzeln erfolgt unter Erguß von Harz, welches mit der umgebenden Erde verbäuft. Die Erscheinung erinnert daher an *Agaricus melleus* oder *Trametes radiciperda*; doch sollen diese Pilze hierbei nicht, wohl aber der vorgenannte gefunden worden sein, weshalb dieser von Prillieur und Roumeguère als die Ursache der Krankheit betrachtet wird²⁾. Neuerdings hat auch R. Hartig³⁾ beobachtet, daß dieser Pilz auf einer 1 ha großen Fläche die etwa vierjährigen Pflanzen von *Abies pectinata*, *Pinus Strobus*, *Picea Sitkaensis*, *Larix europaea*, *Tsuga Mertensiana* und *Pseudotsuga Douglasii* tötete.

XII. Sclerotinia Fuckel.

Sclerotinia.

Alle hierher gehörigen Pilze stimmen darüber überein, daß ihr in der Nährpflanze parasitierendes Mycelium Sclerotien bildet, d. h. überwinternde Dauerzustände, in Form unregelmäßig knolliger Körper, und daß diese, mögen dieselben nun an den toten Teilen der Nährpflanze verblieben sein oder davon sich getrennt haben, im nächsten Frühlinge erst aufkeimen, indem dann aus ihnen die Apothecien hervordachsen. Diese Pilze sind also unter den Discomyceten des Analogon der *Pyrenomyces sclerotioplastae* (S. 466). Die Apothecien stellen hier ziemlich große, trompetenförmige Körper dar, d. h. sie haben einen langen, geraden oder gebogenen Stiel, welcher oben in die schüsselförmige, zartverandete Fruchtscheibe übergeht. Die Apothecien kommen einzeln oder zu mehreren aus einem Sclerotium und sind außen glatt, blaß-bräunlich, von wachsartiger Konsistenz. Die mit Paraphysen gemengten Sporenschläuche enthalten je 8 längliche oder elliptische,

¹⁾ Berichte d. Ges. f. Botan. zu Hamburg III. 1887, pag. 309.

²⁾ Refer. in Just, botan. Jahresber. für 1887, pag. 100.

³⁾ Botan. Centralbl. XXXV. 1891, pag. 237.

einzellige, farblose Sporen. Nicht selten kommt bei diesen Pilzen auch eine Conidienfruktifikation vor, in Form conidientragender Fäden, die früher als Botrytisformen bezeichnet worden; diese grauen, schimmelartigen Bildungen werden oft von dem parasitären Mycelium auf der noch lebenden oder absterbenden Nährpflanze gebildet oder wachsen auch auf den Sclerotien. Die Sclerotinia-Arten sind teils vielleicht obligate Parasiten, die also nur parasitär auf ihren Nährpflanzen wachsen können; manche aber sind fakultative Parasiten, sie wachsen auch auf toter Unterlage, können aber unter Umständen sehr heftig parasitär auftreten. Die Krankheiten, die sie an den Nährpflanzen hervorbringen, sind ziemlich mannigfaltiger Art, indem manche Arten nur ganz bestimmte Teile der Nährpflanze bewohnen und in diesen ihr Sclerotium entwickeln, während andre die Pflanze in den verschiedensten Teilen und auch in den verschiedensten Lebensaltern befallen können, so daß ein und derselbe Pilz bald Krankheiten der Keimpflanze, bald solche der erwachsenen Pflanze und zwar Verderbnis der Stengel oder der Blätter oder der Früchte, selbst der Zwiebeln veranlassen kann.

1. *Sclerotinia Trifoliorum* Eriks. (*Peziza ciborioides* Hoffmann, Sclerotienkrankheit des Kleeß. *Sclerotinia ciborioides* Rehm.) ist die Ursache der Sclerotienkrankheit des Kleeß oder des Klee Krebs. Unsere Kenntnisse über diese Krankheit verdanken wir den Mitteilungen Kühn's¹⁾ und Rehm's²⁾, denen die folgenden Angaben entnommen sind. Die Krankheit ist zwar ziemlich selten, allein sie kann, wo sie einmal erscheint, epidemisch in den Kleeefeldern auftreten. Man hat sie beobachtet auf Rotklee, Weißklee, Bastardklee und Infarnattklee. In Frankreich soll sie auch auf Esparsette sehr schädlich auftreten³⁾ und nach Rostrup⁴⁾ in Dänemark am stärksten auf *Medicago lupulina*. Ich beobachtete auch Pflanzen von *Arachis hypogaea*, welche unter Bildung zahlreicher Sclerotien erkrankten und abstarben; doch in Ermangelung von Fruktifikation könnte es noch zweifelhaft sein, ob der Pilz hierher gehörte. Ein Mycelium beginnt an irgend einer Stelle der oberirdischen Teile lokal sich zu entwickeln und durchzieht die letzteren endlich vollständig. Seine Fäden sind 0,01 bis 0,015 mm dick, septiert, reichlich verzweigt und drängen sich durch die Interzellulargänge hindurch. Soweit das Mycelium sich erstreckt, wird der Inhalt der Parenchymzellen gebräunt, der Pflanzenteil verfärbt sich. In dem befallenen Gewebe nimmt die Zahl der Myceliumsfäden infolge reichlicher Verzweigung immer mehr zu; dabei werden die Parenchymzellen immer undeutlicher, ihre Membranen verschwinden; nur die Epidermis und die derberen Teile der Fibrovasalbündel bleiben intakt; das Parenchym ist zuletzt ziemlich ganz von Massen verzweigter und verflochtener

¹⁾ Hedwigia 1870, Nr. 4.

²⁾ Entwicklungsgeschichte eines die Kleearten zerstörenden Pilzes. Götting. 1872.

³⁾ Bulletin soc. mycol. VIII, pag. 64.

⁴⁾ Tidsskrift for Landokonomi. Kopenhagen 1890. Ref. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 107,

Myceliumsfäden verdrängt. Die Pflanze ist dann tot. Das Mycelium sendet nun an diesen Stellen schimmelartige, weiße Büschel dicker Hyphen durch die Epidermis hervor. Diese verzweigen sich reichlich, die Zweige verflechten sich nach allen Richtungen mit einander; es entsteht ein flockiges, weißes, ungefähr rundes Näschen. Nach wenigen Tagen nimmt das Innere desselben die Beschaffenheit eines festeren, wachsartigen Kernes an, der von dem wolligen Überzuge bedeckt ist. Dieser Kern, die Anlage des Sclerotiums, kommt durch eine dichtere Vereinigung der Hyphen zu stande, wobei dieselben reichlicher Scheidewände bekommen und dadurch zu dem Pseudoparenchym werden, aus welchem das Sclerotium besteht. Die flockige Hülle vertrocknet und verschwindet allmählich. Die ausgebildeten Sclerotien sitzen den abgestorbenen Teilen der Kleepflanzen äußerlich an als schwarze, innen weiße, knollenförmige Körperchen, an den Blättern meist als mohnsamengroße Körnchen, an den Stengeln bis zum Wurzelhals und noch etwas tiefer mehr als flache, fuchsförmige Ausbreitungen bis zu 12 mm Länge und 3 mm Dicke. Ihr weißes Mark besteht aus größeren, verschlungenen, mehr cylindrischen Zellen, die schmale, schwarze Rinde aus kürzeren, derbwandigen, dunklen Zellen. Diese Sclerotien (früher als *Sclerotium compactum* DC. bezeichnet) bilden sich an den im Sommer abgestorbenen Kleeftöcken vom November bis April und bleiben nach Verwesung der letzteren allein im Boden zurück. Im Sommer bei Anwesenheit von Feuchtigkeit findet die Keimung derselben statt, d. h. die Entwicklung der Fruchtkörper auf ihnen. Doch können die Sclerotien auch 2¹/₂ Jahr trocken aufbewahrt werden, ohne ihre Keimfähigkeit zu verlieren. Die Fruchtkörper sind gestielt, bräunlich; ihre flache, zuletzt sogar etwas convexe, blaßbräunliche, bereifte Scheibe hat bei den größten 10 mm, bei den kleinsten 1 mm Durchmesser. Der Stiel kommt bis zu 28 mm Länge vor; es hängt dies davon ab, wie tief das Sclerotium im Boden sich befindet oder durch Blätter zc. verdeckt ist; denn der Stiel wächst oft unter Bindungen, so lange, bis die Scheibe ans Licht gekommen ist. Die Länge der Sporen wird zu 0,016—0,02 mm, die Breite zu 0,008—0,01 mm angegeben. Bei Anwesenheit von Feuchtigkeit keimen die Sporen nach Rehm nach 4 bis 6 Tagen unter Bildung eines Keimschlauches, welcher meist mehrere Zweige bildet, auf denen ein oder mehrere kugelige Sporidien abgeschnürt werden. Rehm erhielt an jungen, aus Samen erzogenen Kleepflanzen, die unter einer Glasglocke kultiviert wurden und auf welche er Sporen gelangen ließ, Anfänge des Myceliums im Innern der Blätter. Den Vorgang des Eindringens der Keimschläuche hat er nicht näher beobachtet. Nach Vorstehendem sind die Sclerotien die Überträger des Pilzes auf die nächstjährige Kleevegetation. Die übliche 2- bis 3-jährige Benutzung der Kleeschläge würde also dem Umsichgreifen der Krankheit günstig sein. Wo die letztere daher irgend auffällig in einem Kleeelde sich zeigt, wäre eine nur einjährige Benutzung und Umbrechen des Feldes nach der Ernte angezeigt. Indessen soll nach Rostrup's (l. c.) Beobachtungen die Krankheit nur im ersten Jahre in augenfälligem Maße auftreten, die zweijährige Pflanze unempfindlich sein; Patrinendünger scheint die Entwicklung der Krankheit zu fördern, desgleichen dichter Wuchs. Rostrup empfiehlt daher, den Klee mit reichlicher Grassmischung anzuzusäen und ergriffene Felder nicht zu bald wieder mit Klee zu bestellen.

Sclerotinia
Libertiana.

2. *Sclerotinia Libertiana* Fuckel (*Peziza Sclerotiorum* Libert, *Peziza Kauffmannia Tichomireff.*, *Rutstroemia homocarpa* Karst.). Dieser

Pilz ist ein Parasit vieler verschiedener Pflanzen und es sind daher auch verschiedene Pflanzenkrankheiten hier aufzuführen. Im allgemeinen ist aber das Krankheitsbild bei dem Befall durch diesen Pilz überall das gleiche. Das Mycelium durchzieht die Stengel krautartiger Gewächse, bald schon im Keimlingsstadium, und dann ein Umfallen der Keimpflanzen bewirkend, bald im älteren und selbst im erwachsenen Zustande, hier gewöhnlich in der Markhöhle der dicken Stengel bis zur Wurzel herab Sclerotien bildend. Diese zeichnen sich durch bedeutende Größe und durch die Gestalt von unregelmäßigen, feinhöckerigen, schwarzen, innen weißen Knollen aus. Sie werden bis über 1 cm dick, doch richtet sich das nach dem Raume der Markhöhle; in dünneren Stengeln haben sie mehr langgestreckte, an Mäuseexkremente erinnernde Form. Solche Sclerotien hat man früher bereits in faulenden Stengeln der betreffenden Pflanzen gefunden¹⁾; man beschrieb sie unter dem Namen *Sclerotium compactum* DC. Manchmal bilden sich Sclerotien auch in der Rinde, mehr oberflächlich und haben dann polsterförmige oder fuchsenförmige platte Gestalt und eine Dicke von 1 bis einigen Millimetern. Die letzteren Formen sind früher *Sclerotium varium Pers.* und die ganz dünnen, oft langgestreckten *Sclerotium Brassicae Pers.* genannt worden. Aus den verpilzten Stengeln wachsen bisweilen Conidienträger in Form eines mausgrauen Schimmels hervor, welche früher als *Botrytis cinerea Pers.*, beschrieben worden sind (Fig. 91). Daß de Bary²⁾ die *Botrytis*-Fruchtifikation nur für *Sclerotinia Fuckeliana* charakteristisch ansieht und sie der *Sclerotinia Libertiana* abspricht, indem er meine Beobachtungen über die *Botrytis*-Bildung des Kapskrebs-Pilzes in Zweifel zieht, ist ungerechtfertigt und steht auch nicht im Einklange mit den Beobachtungen von Behrens an dem unten zu erwähnenden Hanfskrebs, der, obgleich man ihn zu *Sclerotinia Libertiana* rechnet, doch bald mit, bald ohne *Botrytis*-Fruchtifikation auftrat. Auf den überwinterten, auf feuchtem Boden liegenden Sclerotien entstehen im Frühling die blaßbräunlichen Apothecien einzeln oder zu wenigen; sie unterscheiden sich von den verwandten Arten durch ihre im Centrum trichterförmig vertiefte Fruchtscheibe, welche 4—6 mm breit ist; der Stiel ist 2—3 cm lang, cylindrisch, von einem engen Kanal durchzogen. Die elliptischen Sporen sind 0,009—0,013 mm lang; sie werden aus den Schläuchen herausgeschleudert und sind sofort nach der Reife keimfähig. Über gelungene Infektionsversuche sowohl mit den *Botrytis*-Conidien, als auch mit den Ascosporen ist zuerst von mir in der vorigen Auflage dieses Buches S. 536—537 berichtet worden. Zugleich habe ich daselbst auch bereits gezeigt, daß der Pilz auch saprophyt kräftig zu gedeihen vermag. Das Mycelium bricht leicht überall aus den getötenen Teilen der Kapspflanze hervor; Stengel und Wurzeln, in einen abgeschlossenen, feuchten Raum gelegt, hüllen sich binnen einem Tage in eine dicke Watte eines flockigen, weißen Myceliums. Im Boden wuchert das letztere kräftig weiter; um die befallenen Wurzeln findet es sich in der Erde bald in Form zahlreicher, locker spinnwebartiger Fäden, bald in dichten, weißen Häuten, bald in

¹⁾ Vergl. Coemans in Bulletin de l'academie roy. des sciences de Belgique. 2. sér. T. IX. (1860), pag. 62 ff. Daß sie von einem parasitischen Pilze herrühren, war nicht bekannt.

²⁾ Über einige Sclerotinien und Sclerotienkrankheiten. Botan. Zeitg. 1886, Nr. 22—27.

feinen, wurzelartigen, parallelfaserigen Strängen. Bisweilen tritt das Mycelium aus den toten Stengeln in einer weniger voluminösen Form hervor, nämlich um auswendig Sclerotien zu bilden. Kleine Büschel von Fäden wachsen über die Epidermis hervor, verzweigen sich ähnlich wie Conidienträger, aber ohne Sporen zu bilden, und werden durch fortgesetzte starke Verzweigung und Verflechtung zu weißen, flockigen Ballen, aus denen in wenig Tagen ein kugeliges Sclerotium sich bildet. Selbst an der inneren Wand von Glasglocken, unter welche abgestorbene Stengelstücke gelegt worden sind, breitet sich das Mycelium aus und bildet Sclerotien. Auch die Conidien sind, wenn sie zu einem neuen Mycelium aufkeimen, zu einer saprophyten Ernährung befähigt. Ich fand sie sofort nach der Reife keimfähig; sie trieben, z. B. auf Pflaumendecoct ausgesät, schon nach 14 Stunden kräftige Keimschläuche, die sich wie die parasitischen Myceliumsfäden durch Scheidewände in Gliederzellen teilten und sich verzweigten. Sie entwickelten sich auf diesem Substrat weiter zu einem überaus üppigen Mycelium, in Glasschalen die ganze Oberfläche der Flüssigkeit endlich wie mit einer dicken, gallertartigen Haut überziehend, an den Gefäßwänden emporsteigend. Bald bedeckt sich die ganze Oberfläche dieses Myceliums mit einem dichten, gleichmäßigen Rajen von Botrytis-Conidienträgern, denjenigen gleich, die auf lebenden Stengeln erscheinen. Vor dem Erscheinen der Conidienträger entstehen an zahllosen Stellen des Myceliums durch Bildung wiederholt sich kurz dichotomisch verzweigender und verflechtender Seitenästchen sehr kleine, sclerotiumartige, allmählich sich bräunende, rundliche Körperchen. Diese bleiben unverändert bei Nahrungsmangel; bei reichlicher Nahrung sproßt auf ihnen je ein Büschel von Conidienträgern empor. Sie sind daher vielleicht weniger eigentliche Sclerotien, als vielmehr den Zellenconglomeraten zu vergleichen, die auch den Conidienträgern des parasitischen Pilzes als Basis dienen. Nach den neueren Untersuchungen de Bary's (l. c.) wird die Infektionskraft des Myceliums dadurch bedeutend erhöht, daß es vorher saprophytisch zu kräftiger Ernährung gebracht worden ist. Denn wenn er auf Stücke von Mohrrüben welche durch Eintauchen in heißes Wasser getötet worden waren, Ascosporen aus säte, so wurde schon nach 24 Stunden das weiße Mycelium sichtbar, bildete Sclerotien und verbreitete sich schnell weiter; dagegen blieben ungebrühte Mohrrübenstücke wochenlang gesund, obgleich viele Ascosporen auf ihnen lagen, welche nur kurze Keimschläuche getrieben hatten. Sobald aber ein Tropfen Nährlösung auf das lebende Stück zu den keimenden Sporen gebracht wurde, erlag dasselbe wie ein gebrühtes. Ebenso sah de Bary Keimlinge von *Petunia* erst dann infiziert werden und absterben, wenn mit den ausgesäten Sporen Nährlösung auf die Oberfläche der Pflänzchen gebracht wurde. Nach de Bary wächst der Pilz schon bei einigen Graden über 0, sehr üppig bei + 20° C. Für seine saprophyte Ernährung sind Fruchtsäfte, 5—10 proc. Lösungen von Traubenzucker mit Pepton oder mit weinsaurem Ammoniak, oder mit Salznatrium neben den nötigen Aschenbestandteilen geeignet; sowohl saure wie neutrale Lösungen sind tauglich. Nach de Bary bildet das Mycelium beim parasitären Eindringen in die Nährpflanze Haftbüschel, nämlich quastenartige Büschel kurzelliger Zweige, welche sich mit ihren Enden auf die Epidermis aufsetzen; die davon berührten Epidermiszellen beginnen dann abzusterben und die Bräunung und Erweichung des Gewebes schreitet von dort aus in die Tiefe fort; erst nachdem dies geschehen ist, treiben die Enden des Haft-

büschels Fäden, welche in die getöteten Epidermiszellen eindringen. Auch geht immer das Absterben der Zellen und das Verschwinden der Luft aus den Intercellulargängen weit über die Orte hinaus, welche von dem Mycelium bereits befallen sind. De Bary schließt daraus, daß das Mycelium des Pilzes zuerst durch Abgabe einer Flüssigkeit die Gewebe der Nährpflanze vergiftet und daß der Saft der so getöteten Zellen dann erst dem Mycelium zur Ernährung dient. In der That zeigte sich, daß der aus verpilztem Gewebe ausgepreßte Saft an gesundem Pflanzengewebe Plasmolyse der Zellen, Quellung der Zellwände und Lockerung des Zellverbandes hervorbrachte; er enthält außer gewöhnlichen Pflanzenstoffen ziemlich viel Oxalsäure, doch bringt diese für sich allein nicht jene zersetzenden Wirkungen hervor; vielmehr scheint es ein ungeformtes Ferment zu sein, welches in saurer Lösung die Zellwände auflöst; denn durch Aufkochen verliert der Saft seine Giftwirkung. De Bary führt eine Anzahl von Gründen an, welche beweisen sollen, daß auch eine Prädisposition der Nährpflanze dazu gehört, um von dem Pilze und von der Krankheit befallen zu werden. Daß der Pilz verschiedene Nährpflanzen befallen kann, ist schon von mir in der ersten Auflage dieses Buches S. 538 erwähnt worden, denn es gelang, den Kapselpilz und die Krankheit auch auf Keimpflanzen von *Sinapis arvensis* und von Klee zu übertragen. Vielfache weitere Übertragungen sind von de Bary erfolgreich ausgeführt worden. Dabei zeigte aber der Jugendzustand der Pflanze eine besonders große Empfänglichkeit, denn es fand sich, daß außer den unten anzuführenden Nährpflanzen junge Keimpflanzen von *Datura Stramonium*, *Lycopersicum esculentum*, *Trifolium*, *Viola tricolor*, *Helianthus annuus*, *Senecio vulgaris*, *Lepidium sativum*, sowie junge Kartoffeltriebe dem Pilze erliegen, so daß vielleicht alle dikotylen Pflanzen in diesem Lebensalter infektionsfähig sind, während die meisten dieser Pflanzen im späteren Alter nicht mehr angegriffen werden. Auch die Thatsache des nach Gegenden sehr ungleichen Befalles der verschiedenen Nährpflanzen will de Bary aus ungleichen Prädispositionen erklären. Von mir sind noch folgende Übertragungsversuche gemacht worden und zwar immer unter Benutzung der Conidien von *Botrytis cinerea*. Auf frankten Buchweizenblättern entstandene Conidien wurden auf unverwundete Blätter von Buchweizen sowie auf solche ausgesät, an welchen auf kleinen, ca. 1 □ mm großen Stellen die Epidermis abgezogen worden war; es erkrankten nur die verwundeten Blätter. Zwiebeln wurden unverletzt und absichtlich verwundet mit von Buchweizen herrührenden Conidien infiziert; die verwundeten erkrankten schnell und bildeten reichlich wieder Conidien und *Botrytis*; die unverletzten erkrankten langsamer, eine gar nicht. Keimpflanzen von Buchweizen und von Rüben wurden mit *Botrytis*-Sporen, welche auf Buchweizen entstanden waren, geimpft; die Buchweizenpflänzchen erkrankten viel schneller als die Rübenpflänzchen. Von Buchweizen ließ sich der Pilz auch auf Weinblätter unter Bildung von *Botrytis* und Sclerotien übertragen, ebenso von *Phaseolus* auf Wein- und Buchweizenblätter, desgleichen von *Pelargonium* auf Weinblätter, und zwar trat die Wirkung auf die jungen Weinblätter rascher ein als auf ältere.

Die häufigsten Nährpflanzen dieses Pilzes sind in der folgenden Aufzählung der wichtigsten durch ihn verursachten Krankheiten erwähnt.

a) Die Sclerotienkrankheit des Kapses oder der Kapskrebs. Sclerotienkrankheit zuerst durch mich (vorige Auflage dieses Buches, S. 531, wo die Heilung des Kapses.

folgenden Angaben bereits gemacht worden sind) genauer bekannt gewordene Krankheit trat im Jahre 1879 in der Gegend von Leipzig auf verschiedenen Rapsfeldern auf. Nach den mir darüber gewordenen Mitteilungen zeigte sie sich meistens vereinzelt, auf einem Felde aber epidemisch, in sehr starkem Grade und gleichmäßig über dasselbe verbreitet, so daß kranke und gesunde Pflanzen überall durcheinander standen. Man bemerkte Anfang Juli, daß das Rapsfeld vorzeitig gelb wurde, sogenannte Früh- oder Notreife eintrat.

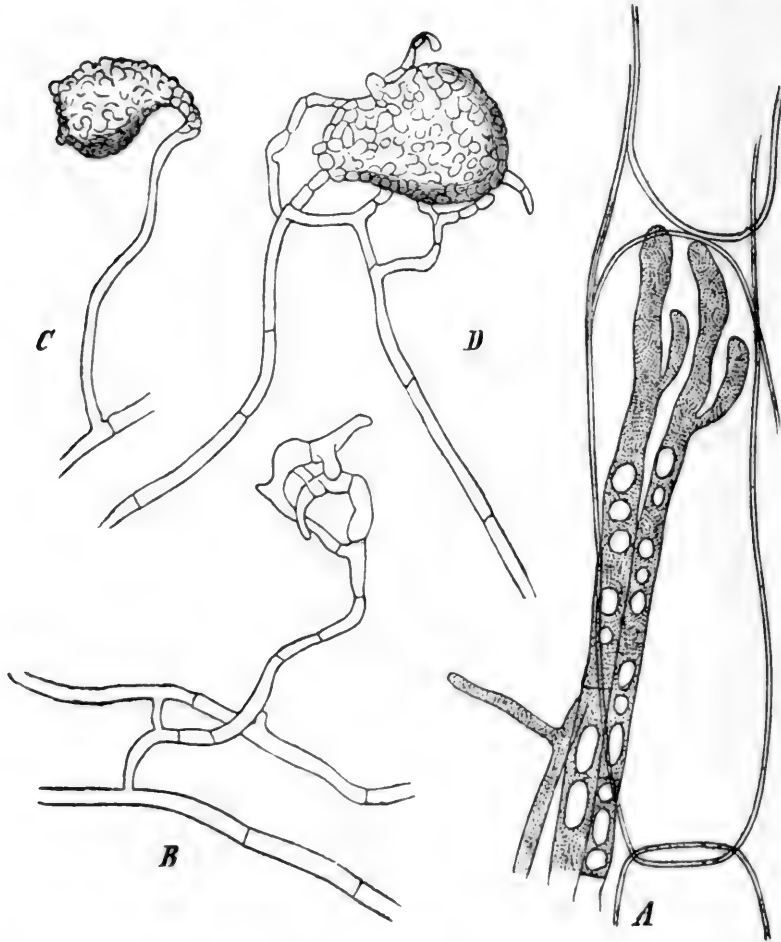


Fig. 90.

Sclerotienkrankheit des Rapses. A Einige Zellen des Rindeparenchyms eines durch künstliche Infektion erkrankten Stengelschen einer Rapskeimpflanze, mit einigen kräftigen, zwischen den Zellen emporwachsenden Mycelfäden. 300 fach vergrößert. B, C, D verschiedene Stadien der Entwicklung der Sclerotien durch Verflechtung von Mycelfäden. 200 fach vergrößert.

In mittlerer Höhe, häufiger im unteren Stück des Stengels bis zur Wurzel, zeigte sich eine spezifische Erkrankung als nächste Ursache des frühzeitigen Gelb- und Dürnwerdens der oberen Teile. Gewöhnlich ist im ganzen Umfange diese Stelle bleich, fast weiß, mitunter auch rötlich. Unten und oben, beziehentlich nur oben grenzt das bleiche Stück noch an gesunde

grüne Partien. Soweit als die Entfärbung sich erstreckt, ist die Rinde zusammengefallen oder fast verzehrt, so daß die Epidermis fast lose dem Holzkörper aufliegt und äußerst leicht sich abschälen läßt. Bricht man die kranken Stengel auf, so zeigen sie vorwiegend im unteren Teile in ihrem Marke die schwarzen, knollenförmigen Sclerotien. Ein üppiges Mycelium hat hier die Rinde durchwuchert und fast vollständig zerstört, so daß eine Masse von Myceliumfäden die Stelle der Rinde einnimmt. An der Grenze der gesunden und kranken Partie sieht man auf Längsschnitten die Pilzfäden aus dieser in jene vordringen und sich zwischen die Längsreihen der Parenchymzellen eindrängen (Fig. 90 A). Sie sind bis 0,02 mm dick, mit häufigen Scheidewänden versehen, sehr reich erfüllt mit farblosem, körnigem, oft viele, große Vacuolen enthaltendem Protoplasma und verzweigen sich in lange Äste, welche zwischen den Nachbarzellen in gleicher Richtung vorwärts wachsen und anfänglich oft mehrmals dünner (bis 0,003 mm) sind, aber bald ebenso stark werden. Bei der bedeutenden Dicke der Fäden, die derjenigen der Rindezellen manchmal fast gleichkommt, und bei der starken Vermehrung derselben ist es begreiflich, daß Rinde und Phloëm bald verdrängt werden. Nur in der ersten Periode der Krankheit ist die Rinde allein, das Mark nicht oder nur von spärlichen Myceliumfäden durchzogen. Diese gelangen dorthin durch die Markstrahlen und besonders durch die Unterbrechungen des Holzringes an den Insertionen der Blätter und Zweige. Im Marke vermehrt sich das Mycelium sehr bald bedeutend; der Stengel wird an diesen Stellen teilweise hohl oder enthält die Reste des geschrumpften und vertrockneten Markes und immer eine Masse weißen, lockeren, faserigen oder flockigen Myceliums. Im letzteren beginnt dann sogleich die Bildung von Sclerotien. An einzelnen Punkten entstehen durch vermehrte Verzweigung und Verflechtung der Myceliumfäden (Fig. 90 B, C, D) weiße, weiche Ballen von der Größe des zu bildenden Sclerotiums, welche zunächst noch ganz locker sind und sich auf ein sehr kleines Volumen zusammendrücken lassen. Im Centrum des Ballens beginnt dann die Verdichtung zu fleischiger Beschaffenheit, indem die Fäden sich vermehren, dichter sich verflechten, und die lufthaltigen Lücken zwischen ihnen verschwinden. Dieser Prozeß schreitet gegen die Peripherie fort, und so erreicht endlich das Sclerotium seine Ausbildung; die oberflächliche Partie nimmt aber daran nicht teil, sondern verbleibt als ein filziger, weißer Überzug, oder das Sclerotium ist ganz von dichten, faserigen Myceliummassen eingehüllt. Zuletzt grenzt sich unter dieser Hülle die schwarze Rinde ab von dem übrigen weißen inneren Teile oder dem Marke des Sclerotiums. Letzteres zeigt auf dem Durchschnitte wegen der regellosen Verflechtung der Hyphen diese in allen möglichen Richtungen durchschnitten; die Rinde besteht aus mehreren Lagen festverbundener, isodiametrischer Zellen, indem hier die Hyphen sehr kurzgliederig werden, und diese haben dickere und braungefärbte Membranen. Schließlich fällt die vom Mycelium herrührende, filzige, weiße Hülle der Sclerotien zusammen und wird teilweise unkenntlich, das reife Sclerotium löst sich ringsum aus ihr und aus dem vertrockneten Stengelmark, dem es etwa noch eingebettet ist, heraus. Die ausgebildeten Sclerotien, deren manchmal wohl 50 und mehr in einem Stengel liegen, finden sich von allen Größen von 2 bis 10 mm Durchmesser; die größten füllen die ganze Breite der Markhöhle aus. Die zahlreichsten und größten liegen am Grunde des Stengels, an der Grenze der Wurzel; sie sind sehr unregelmäßig rund,

länglichrund, höckerig oder gelappt, feucht sind sie fleischig weich, trocken forkartig. Außerdem bilden sich Sclerotien auch, wiewohl weniger zahlreich, in der Rinde des Stengels und der Wurzel aus dem dort befindlichen Mycelium, und haben hier die oben beschriebene mehr abgeplattete Form; auch innerhalb der Stengelhöhle kommen solche Formen der Innenfläche des Holzes ansetzend vor. Die Anfänge der Stengelerkrankung bemerkte ich in einer gewissen Höhe über dem Boden, mitunter erst in Fußhöhe. Bis dorthin waren das untere Stück und die Wurzeln völlig gesund. Einige Pflanzen sah ich, wo die kranke Stelle erst wenige Centimeter sich ausgebreitet hatte. Das Mycelium schreitet von diesen Angriffspunkten aus im

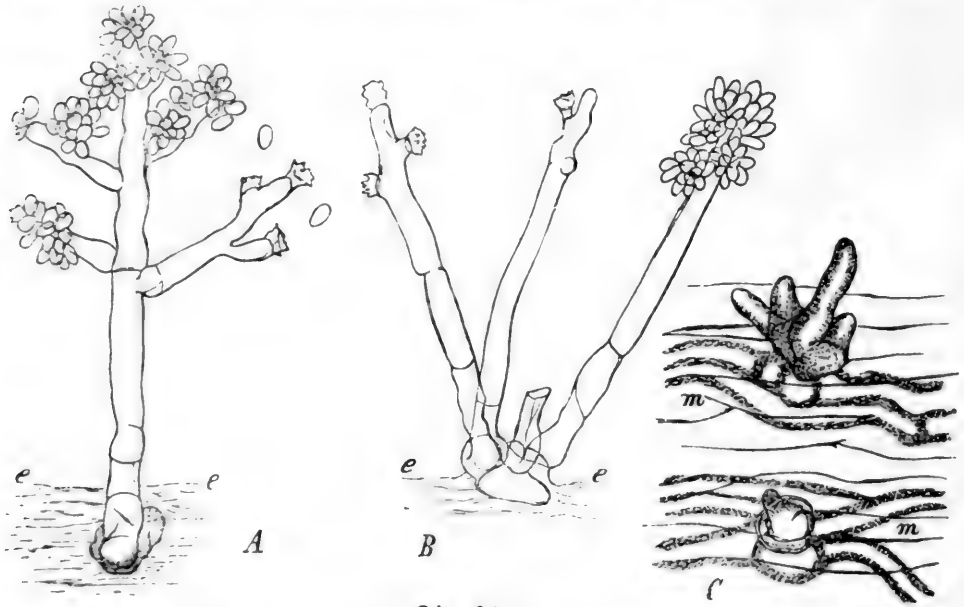


Fig. 91.

Botrytis cinerea Pers., Conidienträger der *Sclerotinia Libertiana* auf den kranken Stengeln der Rapspflanzen. A und B zwei verschiedene Formen von Conidienträgern, aus der Epidermis ee hervorbrechend. C Anfang der Entstehung der Conidienträger, als Zweige der unter der Epidermis liegenden und durchscheinenden Myceliumsfäden mm, büschelweise hervortretend, der obere Büschel zwischen zwei Epidermiszellen, der untere durch eine Spaltöffnung. 200 fach vergrößert.

Stengel weiter, aber augenscheinlich nach abwärts viel leichter und rascher als nach oben; es erreicht daher bald die Wurzel und dringt auch in dieser vorwärts, nicht selten den ganzen stärkeren Teil der Pfahlwurzel durchziehend. Auch hier wächst es sowohl im Marke als auch in der Rinde, die sich infolge dessen bräunt und abstirbt. Aus den in der Luft befindlichen, und zwar sowohl aus den schon abgestorbenen als auch aus den noch lebenden erkrankten Teilen treibt der Pilz bisweilen zahlreiche conidientragende Fruchthyphen hervor, die oben erwähnte *Botrytis cinerea Pers.* (Fig. 91). Bedingungen hierzu sind unbewegte Luft und ein gewisser Grad von Feuchtigkeit. Wenn kranke Stengel zwischen Papier gelegt werden oder in Mehrzahl beisammen stehen oder liegen, so überziehen sich manche in kürzester Zeit mit diesem dichten, grauen oder bräunlichen Schimmel, der streng auf die Stellen beschränkt ist, wo innen das Mycelium sich befindet. Auch auf dem Raps-

selbe sind bei etwas dichtem Stande an den verborgenen unteren und mittleren Stengelteilen jene Bedingungen gegeben. Diese Fruchthypphen entstehen dadurch, daß von den unter der Epidermis liegenden zahlreichen Myceliumsfäden ein kurzer, papillenförmiger Zweig sich nach außen wendet, entweder indem er sich durch eine Spaltöffnung oder zwischen den mürbe und locker gerordneten Epidermiszellen selbst hinausdrängt (Fig. 91 C). Er verzweigt sich gewöhnlich sogleich wieder in einige wiederum papillenförmige Zellen, und diese wachsen nun in je eine Fruchthyphe aus (Fig. 91 A, B). Darum stehen häufig mehrere Conidienträger büschelförmig auf einer gemeinsamen, aus einigen halbkugligen oder papillösen Zellen bestehenden Basis. Sie erheben sich ungefähr rechtwinkelig von der Stengeloberfläche; jeder ist ein ziemlich dickes, meist durch ein oder mehrere Querscheidewände gegliedertes, später, besonders an den unteren Teilen, in den Zellmembranen gebräuntes Stämmchen von $\frac{1}{4}$ bis 2 mm Höhe. Ihre Form zeigt Verschiedenheiten, die durch Übergänge verbunden sind. Entweder sind sie einfach und zeigen an der Spitze die für Botrytis charakteristischen traubenförmig angeordneten Sporenköpfchen (Fig. 91 B). Jedes Köpfchen besteht aus einer dem Stämmchen seitlich anstehenden, durch eine Scheidewand von ihm abgegrenzten, kurzen, ungefähr kugligen Zelle mit vielen kleinen, spitzen Fortsätzen, deren jeder eine eiförmige Conidie abspñürt. Nach dem Abfallen der Sporen sinkt die Trägerzelle wegen ihrer zarten Membran zusammen und wird undeutlicher. Die Stämmchen kommen aber auch verzweigt vor, entweder indem die Trägerzellen der untersten Sporenköpfchen auf einfachen Zweigen des Stämmchens sitzen, oder indem diese untersten Zweige selbst wieder in traubiger Anordnung Sporenköpfchen tragen, so daß das Ganze Rispenform annimmt (Fig. 91 A). Endlich können die Sporenstände nach geschehener Fruktifikation durchwachsen werden, indem das Stämmchen sowie ein oder mehrere Zweige kräftig weiter wachsen und dann an ihrer Spitze neue Sporenstände bilden; die Reste der alten Trägerzellen und nicht verlängerten Zweige bleiben dann noch lange, wenn auch undeutlich kenntlich. So erreichen die Conidienträger die größte angegebene Höhe, und von der Zahl, Stellung und Erstarkung der durchwachsenden Äste hängt es ab, ob der Conidienträger dann gabelig oder dreiteilig oder trugdoldig oder monopodial traubig verzweigt erscheint. Je nach diesen Verschiedenheiten sind diese Conidienträger früher als verschiedene Species beschrieben worden, wie *Botrytis vulgaris* Fr., *Botrytis cana* Kze. et Schm., *Botrytis plebeja* Fres., *Botrytis furcata* Fres., und fast alle von Fresenius (Beitr. z. Mykologie, Taf. II) abgebildeten Formen sind hier inbegriffen. Hiernach sind dies keine Speziesunterschiede, und man bezeichnet den Conidienzustand dieses Pilzes, um einen Namen zu haben, am besten mit *Botrytis cinerea*, von der sich die übrigen Formen ableiten lassen.

Die nach der Krankheit zurückgebliebenen Sclerotien, welche ich im August in Erde ausgesät hatte, keimten Anfang März des nächsten Jahres und brachten die oben beschriebenen Sclerotinia-Apothecien zur Entwicklung (Fig. 92). Dieselben Früchte hat auch Coemans (l. c.) aus seinen Sclerotien erhalten.

Gesunde Rapspflanzen sind leicht durch den Pilz zu infizieren und erkranken dann unter denselben Symptomen, und zwar kann dies sowohl durch das auf den verwesenden alten Rapsstelen und im Boden wuchernde Mycelium, als auch durch Ausaat der Botrytis-Sporen sowie der Ascosporen

geschehen. Ich säete in Blumentöpfe, in deren Erde Stücken mycelhaltiger abgestorbener Rapsstengel ausgelegt waren, Raps, welcher aus einer andern Quelle stammte. Nach 14 Tagen begannen einzelne der aufgegangenen Keimpflanzen zu erkranken, nach wenigen Tagen folgten fast sämtliche übrigen nach. Die Pflänzchen fielen um, weil das hypokotyle Stengelglied unmittelbar am Boden welk wurde, stark zusammenschrumpfte und wie gekocht aussah. Auch die Wurzel zeigte dieselbe Erkrankung. In der Rinde des welken

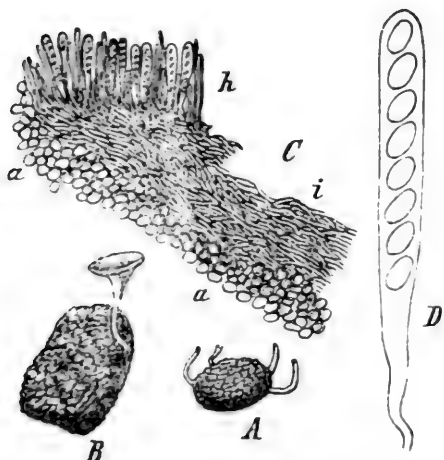


Fig. 92.

Entwicklung der *Sclerotinia Libertiana* aus dem *Sclerotium*. A ein keimendes *Sclerotium* mit mehreren Anfängen von Apothecien. B ein *Sclerotium* mit einem ausgebildeten Apothecium, in natürlicher Größe. C Durchschnitt durch den Rand eines reifen Apothecium, bestehend aus verflochtenen Fäden (i), welche nach außen (aa) in größere gegliederte Zellen übergehen. h ein Stück der Scheibe, in welcher man die Sporenschläuche und die Paraphysen erkennt, 150 fach vergrößert. D ein Sporenschlauch mit reifen Sporen, 300 fach vergrößert.

Stengelstückes wuchsen zahlreiche Myceliumfäden fast in geschlossener Lage empor und hatten das Rindengewebe beinahe völlig verdrängt. Sie stimmten, eine durchschnittlich etwas geringere Dicke abgerechnet, vollständig mit denen in den erwachsenen kranken Rapspflanzen überein. Die Keimpflänzchen blieben die ersten Tage nach der Erkrankung in ihren oberen Teilen noch frisch, da ihnen die Fibrovasalbündel noch Wasser zuführten; dann begannen sie im Sonnenschein schon leicht zu welken und bald fielen sie rapid dahin. Der vom Pilze befallene untere Stengelteil schwand in trockener Luft zu Fadendünne zusammen, in feuchter Umgebung löste er sich rasch in fauler Zersetzung auf, wobei oft wieder die Myceliumfäden als weiße Schimmelflocken daraus hervorbrachen. Ferner habe ich eine Ansaat von Rapskeimpflanzen, die sich gesund entwickelt hatten, durch Ausstreuen von *Botrytis*-Sporen, die ich dem alten kranken Material entnahm, infiziert. Sie wurde dann unter einer Glasglocke gehalten, und nach Verlauf einer Woche waren von

den vorhandenen 45 Pflänzchen 25 Stück, und einige Tage später weitere 15 Stück erkrankt, indem wiederum die unmittelbar über dem Boden befindlichen Stücke der Stengel unter den beschriebenen Symptomen zu verderben begannen. Die Pilzfäden wuchsen hier auf der Oberfläche des Bodens, sowie oberflächlich auf der Epidermis des Stengels, oft der Furche zwischen zwei Epidermiszellen fast eingedrückt; an diesen Teilen bemerkt man meist auch schon unter der Epidermis eingedrungenes Mycelium mitunter von gewissen Centren aus strahlig sich ausbreitend; hin und wieder gelingt es auch, eine Stelle zu finden, wo ein auswendig befindlicher Myceliumsfaden an der Grenze zweier Epidermiszellen die Seitenwand derselben spaltend, nach innen dringt. Es ist hiernach außer Zweifel, daß der einmal auf einem Rapsfelde vorhandene Pilz durch die Conidien und mit ihm die Krankheit daselbst weiter verbreitet wird. Mit den aus den Apothecien

entnommenen Ascosporen hat Herr Hamburg im Laboratorium des Leipziger botanischen Instituts erfolgreiche Infektionsversuche auf Rapskeimpflanzen angestellt. Die Keimschläuche dringen in Menge in die Blätter ein, teils durch die Spaltöffnungen, teils zwischen je zwei benachbarten Epidermiszellen (wie oben von den Conidien angegeben) sich einbohrend (Fig. 93). Im inneren Gewebe wachsen die Keimschläuche zu einem neuen Mycelium heran. In den infizierten Pflänzchen traten wieder dieselben Krankheitserscheinungen ein, der Pilz bildete auf ihnen stellenweise wieder die Botrytis-Conidienträger, und das aus den sterbenden Pflänzchen hervorstehende Mycelium entwickelte auch mehrfach wieder Sclerotien. Der Entwicklungsengang des Pilzes und die Krankheitsgeschichte sind damit lückenlos dargelegt.

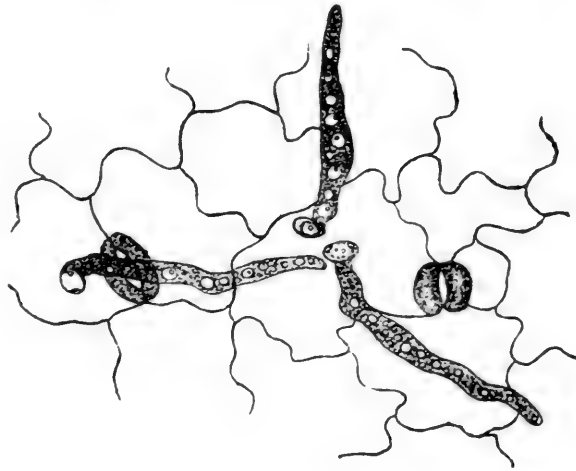


Fig. 93.

Keimung und Eindringen der Ascosporen von *Sclerotinia Libertiana* in die Epidermis eines lebenden Rapsblattes. Der Keimschlauch der oben liegenden Spore ist nur auf der Epidermis hingewachsen, noch nicht eingedrungen. Die Keimschläuche der beiden andern Sporen sind eingedrungen, der rechtsliegende neben einer Spaltöffnung an der Grenze zweier Epidermiszellen, der linksliegende durch eine Spaltöffnung. Die heller gezeichneten Stücke der Keimschläuche sind die eingedrungenen unter der Epidermis liegenden. 300fach vergrößert. Nach einer von Herrn Hamburg gefertigten Zeichnung.

Die Maßregeln zur Bekämpfung dieser, sowie der folgenden durch den nämlichen Schmarroter hervorgerufenen Krankheiten werden bestehen müssen erstens in der Vernichtung der Sclerotien, da von ihnen die nächstjährige Entwicklung des Pilzes

ausgeht, sowie in der Vernichtung des kranken Strohes, da auch auf diesem der Pilz zu vegetieren vermag. Das wird zu erreichen sein durch sorgfältiges Abräumen des Rapsstrohes und Verbrennen desselben, sowie durch tiefes Umbrechen des Bodens. Eine andre Quelle der Ansteckung liegt jedoch auch in dem Vorkommen dieses Pilzes auf verschiedenen andern Nährpflanzen.

b) Die Sclerotienkrankheit des Hanfes oder der Hanfcrebs, Sclerotienkrankheit des Hanfes. eine bisher nur in Rußland, und zwar im Gouvernement Smolensk von Tichomiroff¹⁾ beobachtete Krankheit des Hanfes, bei welcher im Marke der kranken Stengel im September knollenförmige, sehr verschieden gestaltete, bis 2 cm große, schwarze Sclerotien gefunden werden. Myceliumfäden wuchern in der Rinde und im Bast und dringen durch die Markstrahlen

¹⁾ Bull. soc. naturalistes de Moscou 1868. Vergl. Hoffmann's mykologische Berichte 1870, pag. 42.

in die Markhöhle ein, die sie als schimmelartiges Gewebe erfüllen. In dem letzteren bilden sich die Sclerotien aus, indem die Mycelfäden stellenweise sich durch Zweigbildung stark vermehren und sich verflechten. Die Blätter und die Wurzeln werden durch den Pilz nicht affiziert, und bisweilen vermag die Pflanze auch noch ihre Früchte zu bilden. Aber die Bastfasern des Stengels werden durch die Zerstörungen, die der Pilz in den Geweben anrichtet, verdorben. Tichomiroff hat durch Kultur der Sclerotien die Fruchtkörper einer *Peziza* erhalten und den Pilz danach *Peziza Kauffmanniana* Tich. genannt. Doch ist derselbe mit *Sclerotinia Libertiana* wohl identisch; auch hat de Bary (l. c.) den letztgenannten Pilz erfolgreich auf Hanf übertragen können. Im November oder meist im folgenden April erscheinen an den keimenden Sclerotien die gestielten oder umgestielten, hellbraunen, bis $\frac{1}{2}$ cm großen Apothecien, zu 2 bis 7 an einem Sclerotium. Kürzlich ist von Behrens¹⁾ über das Vorkommen der Krankheit im Elsaß berichtet worden. Nach der Beschreibung desselben verhält sich der Pilz ganz ähnlich dem Rapspilz; bald trat er mit, bald ohne *Botrytis cinerea* auf; Behrens hält daher das Auftreten dieser Conidienform für ein nicht konstantes, sondern von Ernährungsverhältnissen bedingtes, läßt es jedoch noch zweifelhaft, ob der Pilz zu *Sclerotinia Libertiana* oder *Sclerotinia Fuckeliana* gehört, weil de Bary nur der letzteren die *Botrytis*-Fruchtifikation zuschrieb. In wenigen Fällen fand er auch eine *Spermogonien*form auf den kranken Stengeln die er zu *Sclerotinia* gehörig betrachtete. Zugleich mit dem Hanfkrebs beobachtete Behrens einen saprophyten Pilz, welcher einen orangeroten schimmelartigen Conidienzustand darstellte und aus dem auch Perithecien sich erziehen ließen, wonach der Pilz *Melanospora Cannabis* benannt wurde. Er soll für die Hanffaser bei weitem schädlicher sein als die *Sclerotinia*, weil sein Mycelium in dem abgestorbenen Hanfstengel auch durch die Bastfasern hindurchwächst und sie brühhig macht.

Sclerotien-
krankheit der
Kartoffel.

c) Die Sclerotienkrankheit der Kartoffel, bei welcher bald nach der Blütezeit die Stengel der Kartoffelpflanze erkranken und absterben und in ihrem Marke ebensolche Sclerotien wie bei den vorigen Krankheiten enthalten. Dieser Pilz ist wahrscheinlich mit der *Sclerotinia Libertiana* identisch; sein hauptsächliches Vorkommen ist jedoch Norwegen, wo die Ernte durch ihn bisweilen bedeutend geschädigt wird. In Deutschland ist die Krankheit neuerdings von Cohn²⁾ beobachtet worden. de Bary (l. c.) hat den Pilz von andern Pflanzen auf Kartoffelknollen und auf junge Kartoffeltriebe übertragen können.

Sclerotienkrank-
heit der
Georginen.

d) Eine Sclerotienkrankheit der Georginen erwähnt Sorauer³⁾. In den Stengeln von Georginen, welche dabei absterben, fand sich das *Sclerotium varium*.

Krankheit der
Topinambur-
knollen.

e) Bei einer Krankheit der Topinamburknollen (*Helianthus tuberosus*) fand Brefeld⁴⁾ Sclerotien, auf denen er die *Sclerotinia Libertiana* erzeugte.

¹⁾ Auftreten des Hanfkrebsses im Elsaß. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I. 1891, pag. 208.

²⁾ Illust. landw. Zeitung 1887, Nr. 4.

³⁾ Krankheiten der Pflanzen. 2. Aufl. II., pag. 298.

⁴⁾ Botan. Zeitg. 1876, pag. 265 und Schimmelpilze IV. 1881, pag. 118.

f) Auf den Rüben von *Brassica*, *Beta*, auf den Wurzeln der Mohrrüben und der Cichorien, sowie auf den Rettigen, wo zum Teil schon von Coemans (l. c.) Sclerotien beobachtet wurden, hat de Bary (l. c.) die Erkrankung durch *Sclerotinia* nachgewiesen, die besonders in den Aufbewahrungsräumen für die Rüben gefährlich werden kann. Der Rübenkörper wird von einem bis 1 cm hohen weißen Myceliumflaum umwachsen, von welchem auch Fäden zwischen und durch die Zellen des Rüben- gewebes eindringen, wodurch die Rübe weich und jauchig wird und wobei sich auf der Oberfläche unter dem Myceliumfilz die fuchsförmigen Sclerotien bilden.

g) Die Stengel von *Phaseolus vulgaris* sterben nach Brillieur¹⁾ und nach de Bary (l. c.) leicht durch die *Sclerotinia* ab, wobei sich in dem engen Markraume die langgestreckten Sclerotien finden. Im Innern der Bohnenhülsen nehmen die Sclerotien sehr unregelmäßige Gestalt an.

h) Die Stengel der Petunien (*Petunia violacea* und *nyctaginiflora*) und der *Zinnia elegans* werden nach de Bary (l. c.) ebenfalls besonders leicht von diesem Pilze befallen.

3. *Sclerotinia Fuckeliana* *Fuckel* (*Peziza Fuckeliana de By.*). Diese Species ist vielleicht auch auf sehr vielen Nährpflanzen heimisch, wiewohl ihre vollständige Entwicklung, d. h. ihre Fruktifikation mit Apothecien nur auf den Blättern des Weinstocks bekannt ist. Absterbende Weinblätter zeigen im Spätjahr auf den Nerven der Unterseite runde oder längliche, 2 bis 5 mm lange, flache, schwielenförmige, schwarzbraune Sclerotien, welche ein feinwarziges oder stacheliges Aussehen haben, weil die Myceliumfäden auch die Haare des Weinblattes mit einspinnen und so in den Sclerotienkörper mit hineinziehen. Dieser Zustand des Pilzes ist darum als *Sclerotium echinatum* *Fuckel* bezeichnet worden. Sehr häufig wächst auf diesem Sclerotium, wie schon Fuckel beobachtete, die dazu gehörige Conidienform, welche auch hier der als *Botrytis cinerea Pers.* bezeichneten Form entspricht, welche bereits oben S. 497 beschrieben wurde. Wenn mit solchen Sclerotien behaftetes Weinlaub fault, so trifft man im Frühjahr auf den Sclerotien die kleinen, 0,2–0,5 mm breiten, 2–10 mm lang gestielten, blaß bräunlichen, schüsselförmigen Apothecien, deren Sporen länglich elliptisch, 0,009–0,011 mm lang sind.

*Sclerotinia
Fuckeliana.*

Über den Umfang dieser Pilzspecies fehlt es noch an genügenden Untersuchungen. Ich stelle die verschiedenen Pilzformen und Pflanzenkrankheiten, welche dermalen von den Pathologen²⁾ und Mycologen³⁾ unter dieser Species vereinigt werden, hier zusammen, nur weil ich die richtige Stellung selbst nicht kenne, und obgleich ich ihre Zusammengehörigkeit für gänzlich unerwiesen halte. Denn die letztere hat man nur darauf gegründet, daß die Sclerotien und Mycelien der betreffenden Nährpflanzen mit derselben *Botrytis-Conidienform* fruktifizieren, wie das *Sclerotium* der Weinblätter. Dies ist schon deshalb ein fehlerhafter Schluß, weil die *Botrytis-Conidien* auch andern *Sclerotinia*-Arten eigen sind, insbesondere der vorhergehenden

¹⁾ Botan. Centralbl. 1882, XI, pag. 75.

²⁾ Vergl. Sorauer, Pflanzenkrankheiten, 2. Aufl. II, pag. 294, 299. und Kirchner, Krankheiten und Beschädigungen unsrer landw. Kulturpfl. Stuttgart 1890, pag. 422.

³⁾ Rehm in Rabenhorst Kryptogamenflora, I, 3. Abt., pag. 812.

Species. Apothecien sind aber aus den Sclerotien der andern hierhergezogenen Formen bisher nicht gezüchtet worden, und darum fehlt das einzig entscheidende Merkmal, welches diesen Pilzen ihre richtige Stellung anweisen würde.

Botrytis cinerea
des Weinstocks.

a) Die *Botrytis cinerea* des Weinstocks. Wie eben erwähnt, findet sich diese Conidienform im Herbst auf absterbenden Weinblättern und dem auf diesem sitzenden *Sclerotium echinatum*. Außerdem tritt diese *Botrytis* nach Müller-Thurgau¹⁾ auch auf den Weinbeeren auf und ist hier die Ursache der sogenannten Edelfäule der Trauben. An einzelnen Beeren reifer Trauben zeigt sich oft eine Fäulnis unter Auftreten dieses grauen Schimmels. Dabei bräunt sich die Beere und verliert an Saft; ihr Zuckergehalt, Säuregehalt und Stickstoffgehalt vermindert sich, aber weil sie schneller ihr Wasser abgibt und in einen rosinenähnlichen Zustand übergeht, wirkt die Edelfäule veredelnd auf die Traube. Der Pilz vermag in die reifen Beeren nur einzudringen, weil deren Epidermiszellen schon im Absterben begriffen sind; in unreife Beeren kann der Pilz nur in besonderen für ihn günstigen, für die Beere ungünstigen Verhältnissen, z. B. bei andauernd nassem Wetter, bei Verletzung durch den Sauerwurm u. dgl. eindringen. Solche in unreifem Zustande befallenen Beeren nennt man „sauerfaul“, „naßfaul“ oder „maßfaul“; sie sind für gute Weine nicht anwendbar. Auch in die unverletzte Beere kann der Pilz eindringen; besonders leicht an der Anheftungsstelle und an den Storkwarzen. Auch Sclerotien, mit denen auf den Blättern vollkommen übereinstimmend, sah Müller-Thurgau auf den abgestorbenen Beeren entstehen (wohl übereinstimmend mit den früher als *Sclerotium uvae* Desm. und *Sclerotium Vitis* Pexl. beschriebenen Bildungen). Thümen²⁾ hat den Pilz als *Botrytis acinorum* bezeichnet, doch fallen die dafür angegebenen Charaktere mit unter die Merkmale der sehr variablen *Botrytis cinerea*.

Nach Müller-Thurgau sind die chemischen Veränderungen bei der *Botrytis*-Fäulnis anders, als wenn der gewöhnliche Schimmel, *Penicillium glaucum*, als Fäulniserreger auf den Beeren auftritt. Von letzterem wird der Säuregehalt nur langsam, der Zuckergehalt außerordentlich rasch verzehrt, während bei *Botrytis* der Zucker nur langsam abnimmt. Durch die *Botrytis*-Fäulnis wird in erster Linie Gerbsäure, dann freie Weinsäure und Äpfelsäure verzehrt, der Säuregehalt ist dann hauptsächlich durch Weinstein bedingt. Zu den Nachteilen der Edelfäule gehört auch, daß etwas von den Bouquetstoffen verloren geht. Während das Aroma schon in der Beere fertig vorhanden ist, wird das Bouquet erst bei der Gärung erzeugt. Die bouquetbildenden Stoffe sind aber vorzugsweise in der Haut der reifen Beere zu finden und werden darum hier durch den Pilz teilweise zerstört. Durch Regen werden aus edelfaulen Trauben Zucker und Säure und auch bouquetbildende Stoffe ausgewaschen.

Bisweilen tritt ein vorzeitiges Vertrocknen der Traubenstiele am Weinstock ein, womit ein Welken der Beeren im unreifen Zustande verbunden ist, und wobei auch bisweilen *Botrytis* auf den kranken Stielen sich zeigt, dessen ursächliche Beziehung dazu jedoch noch zweifelhaft ist.

b, Eine Fäulnis der Früchte kann durch das Mycelium eines vielleicht auch hierher gehörigen Pilzes verursacht werden. Die spontane Fäul-

Fäulnis der
Früchte.

¹⁾ Die Edelfäule der Trauben. Landwirtsch. Jahrb. 1888, pag. 83.

²⁾ Pilze des Weinstocks. Wien 1878.

niz, welche regelmäßig auf die erlangte Vollreife der Früchte folgt und in dem natürlichen Absterben des Zellgewebes ohne Beteiligung von Pilzen besteht, ist von dieser durch Pilze verursachten zu unterscheiden, wiewohl deren Symptome dieselben sind. Nach Brefeld¹⁾ bringen diese Pilze nur dann Fäulnis hervor, wenn sie durch eine Wunde in das Fruchtfleisch eindringen können, und die Fäulnis hält dann in ihrer Ausbreitung Schritt mit dem Fortwachsen der Pilzhyphe im Gewebe. Der Pilz kann um so leichter sich ausbreiten, je reifer und weicher die Frucht ist; weniger reife, härtere Früchte leisten mehr Widerstand. Gewöhnlich findet sich ein aus septierten und verzweigten Fäden bestehendes Mycelium, welches Conidienträger in der Form von *Botrytis cinerea* (s. S. 496) bildet. Außerdem kann nach Brefeld auch *Mucor stolonifer*, für gewöhnlich ein saprophyter Schimmel, der an seinen unseptierten, dicken Myceliumsfäden leicht von jenem Pilze zu unterscheiden ist, diese Fäulnis veranlassen; auch *Penicillium glaucum* ist oft, gewöhnlich sekundär, beteiligt. Auf im Keller aufbewahrten, pilzfaulen Birnen fand Schenk zahlreiche, ungefähr rapsfornngroße, mehr oder minder kugelförmige, schwarze Sclerotien (dem *Sclerotium Semen* am ähnlichsten), welche stellenweise die Oberfläche der Früchte ganz bedeckten und selbst an den Stielen sich zeigten. Auf vielen bildeten sich Büschel von *Botrytis-Conidienträgern*. *Sclerotina-Apothecien* haben wir daraus nicht erhalten können.

c) Das Verschimmeln und die Sclerotienkrankheit der Speisewiebeln. Auf *Allium Cepa* tritt häufig eine Krankheit auf, welche hauptsächlich den Zwiebelkörper befällt, bei der Ernte oft noch wenig entwickelt ist, aber während des Winters, wo die Zwiebeln aufbewahrt oder in den Handel gebracht werden, Fortschritte macht und eine Verderbnis zur Folge hat. Sie beginnt am Zwiebelhals; hier erscheint die Schale von außen vertrocknet und eingesunken. Beim Durchschneiden erweisen sich die saftigen Zwiebeln in ihren oberen Teilen erkrankt; sie sehen aus wie gekocht, sind weich und von bräunlicher Farbe, und zwischen den Schalen, besonders unter den äußeren, bemerkt man einen weißen, mausgrauen oder grünlichschwarzen Schimmel, der aus *Botrytis cinerea* besteht; auch finden sich nicht selten in den oberen, am stärksten verdorbenen Teilen der Zwiebeln stechnadelkopfbis gerstentornngroße, kugelige bis längliche, schwarze Sclerotien. In dem erkrankten Gewebe der Zwiebeln haben die Zellen ihren Turgor verloren, sind zusammengefallen, und daher ist auch regelmäßig eins der ersten Symptome das Verschwinden der Luft aus den Inter-cellulargängen. In dem erkrankten Gewebe wachsen in den Inter-cellulargängen zahlreiche kräftige Myceliumsfäden; sie haben 0,009 mm Dicke, Querscheidewände, reichliches Protoplasma und treiben Zweige von gleicher bis halber Dicke, sind daher von denen der *Sclerotinia Libertiana* kaum zu unterscheiden. Auch zwischen den Schuppen auf den aneinander liegenden Epidermen breitet sich das Mycelium aus und wuchert hier sogar rascher als im Gewebe. Damit hängt zusammen, daß auf dem Längsschnitte der Zwiebel die erkrankte Partie jeder Schale in der Nähe der Epidermis, besonders derjenigen der Innenseite, etwas weiter herabreicht als im inneren Parenchym. So schreitet die Krankheit immer tiefer gegen die Basis und gegen das Innere der Zwiebel fort und kann endlich noch während des Winters deren vollständige Verderbnis herbeiführen, was bald unter trockener

¹⁾ Bot. Zeitg. 1876, pag. 282 ff.

Verwesung, bald unter Verjauchung eintritt, je nachdem die Zwiebeln an trockeneren oder feuchteren Orten liegen. Sind dagegen die inneren Blätter und die Knospe noch nicht ergriffen, so können diese im Frühjahr gesund austreiben. An der unverletzten kranken Zwiebel zeigt der Pilz äußerlich gewöhnlich keine Conidienträger; aber man trifft sie da, wo ein etwas geräumiger Zwischenraum zwischen zwei erkrankten Zwiebeln sich befindet. Schön und schnell erhält man sie auch auf den Schnittflächen durchschnittener kranker Zwiebeln unter Glasglocken. Wenn sie auf der unverletzten Epidermis der Schuppen entstehen, so wenden sich dünnere Zweige des endophyten Myceliums durch die Epidermis, entweder die Scheidewand zweier benachbarten Oberhautzellen spaltend oder quer durch das Lumen und die Außenwand derselben hervorwachsend, und schwellen beim Hervortreten sogleich bedeutend zu den senkrecht von der Epidermis sich erhebenden Stämmchen der Conidienträger an. Die Sclerotien bilden sich in dem oberen, bereits verdorbenen Teile der Zwiebel, teils zwischen den Schalen, indem sie auf der Epidermis derselben als scharf umschriebene, ungefähr kugelige oder halbkugelige Knöllchen aufliegen, teils im Innern der mycelerfüllten Zwiebeln, deren inneres Parenchym hier von dem üppig entwickelten Mycelium fast verdrängt und verzehrt ist. An zahlreichen Punkten verflochten sich die Fäden dieser Myceliummassen zu dichteren Knäueln, den Anfängen der Sclerotien, die auch zu größeren, ganz unregelmäßigen Körpern zusammenfließen können, wenn sie nahe beisammen entstehen. Durch ihre weit geringere Größe, sowie durch kleinere Zellen unterscheiden sie sich allerdings von den Sclerotien der *Sclerotinia Libertiana*, aber der Typus des anatomischen Baues zeigt Übereinstimmung. Apothecien hat man aus diesen Sclerotien bis jetzt nicht erhalten. Sorauer¹⁾ hat diese Krankheit, sowie den Pilz und dessen Sclerotien und Conidienträger schon beobachtet; er nennt die letzteren *Botrytis cana Pers.*; nach den Bemerkungen über die Conidienträger des Rospilzes ist die Bezeichnung *Botrytis cinerea Pers.* wohl ebenso richtig. Die Sclerotien sind in verdorbenen Zwiebeln schon früher gefunden und als *Sclerotium Cepae Berk. et Br.* bezeichnet worden. Daß das Mycelium dieser *Botrytis* die wahre Ursache der Zwiebelsäule ist, geht schon aus dem Umstande hervor, daß dasselbe ausnahmslos die Krankheit begleitet und in der ganzen Ausdehnung des erkrankten Gewebes zu finden ist, besonders aber daraus, daß an der Grenze der gefunden und kranken Partien die ersten Myceliumsfäden schon zwischen die noch lebenden Zellen hineinreichen. Ihre verderbliche Wirkung ist so bedeutend, daß sehr bald nach ihrem Eintreffen die Zelle getötet wird. Überdies hat Sorauer (l. c.) durch Infektionsversuche bewiesen, daß die *Botrytis* die Ursache der Krankheit ist: Conidien, auf die Oberfläche der Zwiebeln gesät, keimten daselbst; die Keimschläuche entwickeln sich zunächst zu einem auf der Oberfläche der Zwiebeln hinfortschreitenden Mycelium, und erst die Äste desselben dringen in das Gewebe ein. Danach erkrankten die infizierten Zwiebeln unter Entwicklung des Myceliums und der Sclerotien. Feuchtigkeit und unbewegte Luft war eine Bedingung für diese Wirkung. Die weiße Silberzwiebel soll nach Sorauer eine besonders für die Krankheit empfängliche Sorte sein. Er beobachtete hier an 50 Proz. Erkrankungen, während

¹⁾ Österreichisches landwirtsch. Wochenbl. 1876, pag. 147; und Pflanzenkrankheiten, 2. Aufl. II, pag. 295.

die schwefelgelbe, die birnförmige und die violette nur in geringem Grade, die Kartoffelzwiebeln gar nicht erkrankt waren. Ich fand, daß auch die grünen Teile der Pflanze durch den Pilz infiziert werden und erkranken können. Aus Sporen, die auf die Mitte eines völlig gesunden, soeben ausgetriebenen, jungen, grünen Zwiebelblattes gebracht waren, entwickelte sich der Pilz und erzeugte sehr bald wieder Conidienträger. Dies fand anfänglich nur im nächsten Umkreise der besäeten Stelle statt, und in derselben Ausdehnung verlor das Blatt die grüne Färbung, ward mißfarbig, das Gewebe schlaff und weich infolge des Verlustes des Zellenturgors und Verschwindens der Luft aus den Interzellulargängen, und von da breitete sich in demselben Maße, wie der Pilz, auch die Erkrankung aus, während der übrige Teil des Blattes gesund war. Hiernach wird die Krankheit durch die verdorbenen Zwiebeln wegen der an diesen haftenden Botrytis-Sporen verbreitet, und da in diesen auch die Sclerotien, die wahrscheinlich den ascosporenbildenden Apothecien des Pilzes den Ursprung geben, enthalten sind, so würde die Beseitigung der erkrankten Zwiebeln ein Vorbeugungsmittel sein. Ob eine von den andern hier beschriebenen Sclerotienkrankheiten mit dieser identisch ist, der Pilz also von andern Nährpflanzen auf die Zwiebeln übergehen kann, ist unbekannt.

Auch *Allium ursinum* stirbt in den Wäldern nach Schröter¹⁾ bisweilen bald nach der Blütezeit unter Auftreten von Botrytis ab. Ich beobachtete dies auch bei Leipzig.

d) Bei einer Erkrankung der Maiblumen-Kulturen (*Convallaria majalis*)²⁾ auf *Convallaria* in Ahrensburg bei Hamburg 1892 fand Sorauer³⁾ einen nicht näher bestimmten Pilz, der einer Botrytis ähnliche kurze Conidienträger aus den Spaltöffnungen der befallenen Blätter hervortreibt. Bestäuben mit Kupfervitriol-Speckstein nützte nichts.

e) Auf *Polygonum Fagopyrum* beobachtete ich spontan und infolge Auf *Polygonum* von Infektionen Botrytis cinerea zugleich mit Sclerotienbildung auf den *Fagopyrum* Blättern.

f) Eine ganze Reihe weiterer Pflanzenerkrankungen, wo überall Botry-Botrytis cinerea auf andern Pflanzen. *tis cinerea* erscheint, wird von Nisling³⁾ als zu Sclerotinia Fuckeliana gehörig zusammengestellt, was jedoch aus den oben erwähnten Gründen als sehr zweifelhaft zu betrachten ist. Brefeld⁴⁾ erklärt sogar überhaupt die Zugehörigkeit von Botrytis zu Sclerotinia noch als anfechtbar, da man aus den conidientragenden Sclerotien keine Apothecien erziehen kann. Hier sind besonders folgende Fälle gemeint, unter denen jedoch wohl manche Fälle von bloß saprophyter Pilzbildung sein mögen.

aa) Das Sclerotium durum Pers., charakterisiert durch seine stark abgeflachte, fast hautartig dünne, langgestreckte Form, kommt äußerlich und bisweilen auch auf der Wand der Markhöhle aufgewachsen an alten Stengeln der Umbelliferen, Labiaten, des Spargels u. v. Auf diesem Sclerotium ist Botrytis cinerea gezogen worden.

¹⁾ Hedwigia 1879.

²⁾ Jahresber. d. Sonderausch. f. Pflanzenschutz in Jahrb. d. Deutsch. Pflanz. Gesellsch. 1893, pag. 447.

³⁾ Beitrag zur Biologie der Botrytis cinerea. Hedwigia 1889, Nr. 4.

⁴⁾ Mykologische Untersuchungen, X, pag. 315.

bb) Auf abgestorbenen Lupinenstengeln fand Cohn mohn- bis hanf- formgroße, schwarze, kugelige Sclerotien; Eid am ¹⁾ erzog auf solchen Stengeln „*Botrytis elegans Link*“ und erzielte durch Ausfaat dieser Conidien auf Pflaummendecoct eine ganz analoge üppige Entwicklung von Mycelium, neuen Conidienträgern und Sclerotien. Ich fand mehrfach *Botrytis cinerea* am hypokotylen Glied der Keimpflanzen von Lupinen, unter der Erscheinung des Umfallens der Keimpflanzen. Denselben Pilz fand ich auch am Stengel junger Pflanzen von *Eryum Lens*.

cc) In zur Blütezeit abgestorbenen Köpfchen von *Aster chinensis* fand Rabenhorst ²⁾ das bis 3 mm lange, unregelmäßig runde oder längliche schwarzbraune, oft zu mehreren zusammengeklebte *Sclerotium anthodiophilum Rabenh.*

dd) Auf *Gentiana lutea* beobachtete Kießling (l. c.) im Juni 1888 eine epidemische Erkrankung, wobei Stengelteile blühender Sprosse abstarben und umknickten, und wobei *Botrytis cinerea* die Ursache war.

ee) Unter dem Namen „grauer Schimmel“ ist auf vielen Gewächshauspflanzen eine entschieden parasitäre, in hohem Grade verderbliche Pilzbildung bekannt, welche aus *Botrytis cinerea* besteht und wobei die mit diesem Schimmel sich bedeckenden Pflanzenteile rasch absterben. *Begonia*, *Primula chinensis*, *Pelargonium* und viele andre Kalthauspflanzen, selbst Succulenten werden davon besonders im Herbst und Winter befallen, auch im Gewächshaus stehende Rosen. An verschiedenen Gartenpflanzen, wie Lilien ³⁾, Tulpen u. kommt der Pilz vor und macht Schaden. Auch ist er an männlichen Blütenfätschen von *Juniperus*, *Thuja*, *Taxus* beobachtet worden. Hierher dürfte auch eine *Botrytis Douglasii Tuberf* zu rechnen sein, welche neuerdings an den in Deutschland angebauten Douglasstannen von Tuberf ⁴⁾ beobachtet worden ist. Die jungen, noch unvollständig ausgebildeten Triebe, zum Teil auch die vorjährigen Triebe sterben unter Bräunung ab und man bemerkt später an den Nadeln und Trieben bis stecknadelkopfgroße, schwarze Sclerotien, aus denen leicht *Botrytis*-Conidienträger hervorsprossen. Auch Tannen, Fichten und Lärchen werden nach Tuberf von diesem Pilze infiziert.

Als *Botrytis corolligena Cooke et Mass.* hat man eine auf den Blüten kultivierter *Calceolaria* in England auftretende Form bezeichnet und als *Botrytis parasitica Cav.* eine solche auf Blättern, Stengeln und Blüten von *Tulipa Gesneriana* in Italien.

Weißer Rog der
Hyacinthen.

4. *Sclerotinia bulborum (Wakker) Rehm.* (*Peziza bulborum Wakker*), verursacht den weißen Rog der Hyacinthen, ist aber auch auf den Zwiebeln von *Scilla* und *Crocus* beobachtet worden. Diese Krankheit vernichtet in Holland die Hyacinthenkulturen felderweise. Nach den bei Meyen ⁵⁾ zusammengestellten ausführlichen Mitteilungen soll man von diesem Übel vor einer gewissen Zeit noch nichts gewußt haben und genau nachweisen können, in welchen Gärten um Harlem im letzten Drittel des vorigen Jahr-

¹⁾ Sitzungsber. der schles. Gesellsch. f. vaterl. Cult. 29. Nov. 1877. Vergl. Bot. Zeitg. 1878, pag. 174.

²⁾ Siehe dessen *Fungi europaei*, Nr. 2461.

³⁾ The Lily disease in Bermuda, refer. in Journ. de Bot. März 1891.

⁴⁾ Beiträge zur Kenntnis der Baumkrankheiten. Berlin 1888.

⁵⁾ Pflanzenpathologie, pag. 164—172.

hundreds der Rog zuerst entdeckt wurde. Weitere Ausbreitung scheint er erst in diesem Jahrhundert gewonnen zu haben und wurde 1830 auch in Berlin beobachtet. Der weiße Rog wird durch eine eigentümliche Schimmelart verursacht, welche in den ausgenommenen Hyacinthenzwiebeln entzieht und ihre Zerstörung vom Zwiebelhalse aus beginnt, von wo aus sie sich in die Tiefe der Zwiebeln hinein verbreitet. Die Beschaffenheit dieses Myceliums, die Art und Weise seines Auftretens und seiner Verbreitung in den Zwiebel-schuppen, sowie die Krankheits Symptome, die es bewirkt, haben große Ähnlichkeit mit der vorher erwähnten Krankheit der Speisewiebeln. Der sogenannte schwarze Rog ist nach jenen Mitteilungen nichts anderes als dieselbe Krankheit wie der weiße Rog, nur ausgezeichnet durch die Anwesenheit schwarzer Sclerotien im Innern der erkrankten Zwiebel-schuppen. Der schwarze Rog macht sich aber schon an den im Boden stehenden Pflanzen bald nach der Blütezeit im Mai oder Juni bemerklich, scheint also durch eine zeitigere und schnellere Entwicklung des Parasiten verursacht zu werden. Die Blätter bekommen gelbe Spitzen, sind in wenigen Tagen ganz gelb, sinken um und lassen sich bei der geringsten Berührung herausziehen. Beim Ausnehmen der Zwiebeln findet man sie vom Halse aus mehr oder weniger gefault, oder vertrocknet und schwarzbraun gefärbt. Die schwarzen Sclerotien finden sich sowohl äußerlich auf den Zwiebel-schuppen, als auch beim Durchschneiden in einer je nach dem Grade des Erkranktseins mehr oder weniger großen Anzahl von Schuppen. Die Sclerotien sind außen tief schwarze, im Innern feste, weiße, bis 12 mm dicke Körper, von denen die kleineren bis zu 10 und 20 in einer einzelnen Schuppe sich finden und dann oft mit einander zusammenwachsen. Bleiben die erkrankten Zwiebeln im feuchten Boden, so verfaulen sie bald zu einer übelriechenden Masse. Aus dem Boden ausgenommen, verderben sie schließlich auch, indem sie auffallend rasch vertrocknen, zu kleinen, unansehnlichen, schwarzen Körperchen zusammenschrumpfen und dann bei gelindem Druck auseinanderfallen. Nach den Untersuchungen Waffer's¹⁾ entwickeln sich aus den Sclerotien im Frühling Apothecien, welche einen 13—19 mm langen aus der Erde hervorstehenden graubräunlichen Stiel besitzen, der sich nach oben allmählich verbreitert in die 3—5 mm breite, etwas dunklere, trug-trichterförmige, zuletzt etwas gewölbte Fruchtscheibe; die Sporen sind eiförmig, elliptisch, 0,016 mm lang. Nach Waffer erfolgt die Infektion der Zwiebeln meist durch ein direkt aus den Sclerotien sich bildendes Mycelium. Infektionen mit Ascosporen gelangen aber nur dann, wenn diese vorher zu reichlicher Myceliumentwicklung durch saprophyte Ernährung gebracht worden waren. Waffer hält die Species für eine selbständige, da ihm Infektion mit *Sclerotinia trifoliorum* und umgekehrt nicht gelang. Nach Dudenans²⁾, der auch eine Beschreibung des Pilzes giebt, ist ein Conidienpilz von *Botrytis* hier nicht aufgefunden worden. Auch von den Gärtnern wird die Krankheit für ansteckend gehalten. Man weiß, daß die Zwiebeln, während sie in der Erde liegen, vom weißen Rog in noch weit größerer Anzahl als später befallen werden; doch ist das

¹⁾ Onderzoek der ziekten van hyacinthen etc. 1883. La morphe noire des jacinthes et plantes analogues, produete par le *Peziza bulborum*. Arch. Neerland. T. XXIII, pag. 25. Botan. Centralbl. 1883, pag. 316 und 1887, XXXIX, Nr. 10.

²⁾ Ned. Kruidk. Arch. Ser. II. T. 4. pag. 260.

Nichteinschlagen kein unfehlbares Mittel gegen das Entstehen desselben. Sehr feuchter Boden, viel Regen, zu starke Düngung scheinen die Krankheit zu befördern. In Holland wirft man die angesteckten Zwiebeln sogleich weg und nimmt die Erde um die zunächststehenden so weit fort, als man kann, damit keine weiter angesteckt werden. Die Aufbewahrungsräume müssen möglichst trocken gehalten und durch häufiges Besehen der ausgenommenen Zwiebeln ein Umsichgreifen der Krankheit verhütet werden. Auch kann man diejenigen, deren Erkrankung früh genug erkannt wird, durch starkes Fortschneiden am Zwiebelhalse retten.

Auf *Galanthus*.

5. *Sclerotinia Galanthi* *Ludw.* Auf den aus der Erde hervorbrechenden Blättern und Blütenanlagen von *Galanthus nivalis* wurde von Ludwig¹⁾ eine graue Botrytis-Fruktifikation und in Zwiebeln solcher Pflanzen schwärzliche Sclerotien gefunden, deren Weiterentwicklung jedoch nicht beobachtet wurde.

In Wurzelscheiden
von *Anemone*.

6. *Sclerotinia tuberosa* *Fuckel* (*Peziza tuberosa* *Bull.*, *Rutstroemia Karst.*), bildet nach de Bary²⁾ und Tulasne³⁾ in den Wurzelscheiden von *Anemone nemorosa* Sclerotien von rundlicher oder länglicher Gestalt, von einer Länge bis 3 cm, die außen schwarz und uneben, innen weiß sind, und aus denen vereinzelt oder zu mehreren die 1–3 cm breiten, dunkelbraunen, trichterförmigen Apothecien, mit hell kastanienbrauner Scheibe und mit braunzottigem, 2–10 cm langem, unten etwas knollig verdicktem Stiel aufsteigen, die Sporen sind 0,015–0,018 mm lang. Conidienbildung in Form kettenförmig gereihter kugelförmiger Conidien hat Brefeld⁴⁾ beobachtet. Nach Waffer⁵⁾ beschädigt dieser Pilz in den holländischen Blumenzüchtereien die Anemonen.

Auf Zweigen der
Tanne.

7. *Sclerotinia Kernerii* *Wettst.* bringt an den Zweigen der Tanne nach Wettstein⁶⁾ eine Erkrankung hervor, wobei dieselben sich verdicken, ihre männlichen Blütenknospen vermehren und die stehenbleibenden Hüllblättern derselben anschwellen. Im Innern dieser Organe wuchert das Mycelium und bildet später zwischen den abgestorbenen Hüllblättern 4–6 mm breite, kugelige oder zusammengedrückt kugelige, außen schwarze Sclerotien. Auf diesen entstehen die kleinen, blaßbraunen Apothecien gesellig; diese haben einen 1–1,5 mm langen Stiel und eine frugförmige, 1–4 mm breite braune Fruchtscheibe; die elliptischen Sporen sind 0,020–0,026 mm lang.

Sclerotienkrankheit
der *Carex*-
Halme.

8. *Sclerotinia Duriaana* *Quél.* (*Peziza Duriaana* *Tul.*), verursacht eine Sclerotienkrankheit der *Carex*-Halme. In verschiedenen *Carex*-Arten, wie *Carex arenaria*, *vulpina*, *acuta*, *ligerica* ist in Frankreich schon seit 1854 von Durieu de Maisonneuve, später auch in der Schweiz ein Schmarotzer gefunden worden, der im Anfang des Frühlings im Mark der jungen, im Austreiben begriffenen Halme ein Mycelium und daselbst auch 8–20 mm lange, 2 mm dicke, schwarze Sclerotien, das *Sclerotium sulcatum* *Desm.*, bildet, infolgedessen die Halme dürr werden und verkümmern, so daß diese Niedgräser an den vom Pilze befallenen Stellen steril bleiben.

¹⁾ Zehrb. d. niedern Kryptogamen, pag. 355.

²⁾ Botan. Zeitg. 1886, Nr. 22–27.

³⁾ Selecta Fung. Carpologia III, pag. 200.

⁴⁾ Mykolog. Untersuch. IV, pag. 155, X, pag. 315.

⁵⁾ Archives Neerland. XXIII, pag. 373.

⁶⁾ Berichte d. Akad. d. Wissensch. Wien XCIV, pag. 72.

Halm aufspringt, heraus, bleiben zwischen dem Grase liegen und fruchtifizieren im nächsten Frühjahr, indem sie die von Tulasne¹⁾ beobachteten Apothecien austreiben. Diese haben einen 1–2 cm langen bräunlichen Stiel und eine 3–7 mm breite hellbraune Fruchtscheibe; die Sporen sind 0,012 bis 0,018 mm lang. Nach Brefeld²⁾ gehört als Conidienfrucht hierzu das in Gesellschaft der Sclerotien auf den Carex-Halmen auftretende Epidochium ambiens Desm., mit kugelförmigen, einzelligen, 0,0015–0,002 mm dicken, farblosen Sporen.

9. *Sclerotinia Curreyana* Karst. (*Peziza Curreyana* Berk.) In zu dünnen Halmdürrn Halmen von Juncus-Arten findet sich im Herbst ein Sclerotium von Juncus roseum Fr., von 3–4 mm Länge und schwarzer Farbe, welches daraus hervorbricht und im Frühling bis 5 mm lang gestielte, höchstens 4 mm breite, braune Apothecien mit 0,007–0,012 mm langen Sporen erzeugt³⁾. Eben dieses Sclerotium kommt auch an den toten Halmen von Scirpus lacustris vor und erzeugt ein Apothecium, welches Rehm⁴⁾ von dem vorigen auf Juncus als besondere Art *Sclerotinia scirpicola* Rehm., trennt. Es ist noch unbekannt, ob diese Pilze anfänglich mit ihrem Mycelium parasitisch auf den genannten Pflanzen wachsen. Auf Scirpus.

10. *Sclerotinia Vahlia* Rostr., bildet schwarze Sclerotien zwischen den Blattscheiden von Eriophorum Scheuchzeri in Grönland. Die 4 bis 8 mm großen, halbkugelförmigen Apothecien entspringen mit einem 10–30 mm langem Stiel aus den Sclerotien; die Sporen sind ellipsoidisch, 0,011 bis 0,013 mm lang⁵⁾. Auf Eriophorum.

11. *Sclerotinia Urnula* (Weinm.) Rehm., (*Urboria Urnula* Weinm., Sclerotienkrankheit der Preiselbeeren), ein Parasit der Preiselbeeren, der sein Sclerotium nur in den Beeren entwickelt und hier die Sclerotienkrankheit der Preiselbeeren erzeugt. Nach den eingehenden Untersuchungen Woronin's⁶⁾ erkranken im Frühling die jungen Triebe der Pflanze etwas unter ihrer Spitze, schrumpfen, trocknen und bräunen sich samt den daran sitzenden Blättern; aus einem in der Rinde liegenden Pseudoparenchym brechen Conidienträger hervor, welche der Form Torula oder Monilia entsprechen; sie haben dichotom verzweigte perlschnurförmige Conidienketten deren einzelne citronenförmige, 0,031–0,042 mm lange farblose Conidien durch ein spindelförmiges Cellulosestück, den sogenannten Disjunctor, getrennt sind. Die Sporen dieses pulverförmigen, angenehm nach Mandeln duftenden Schimmels werden von Insekten, die dadurch sich anlocken lassen, auf die Narben der sich öffnenden Blüten übertragen. Sie keimen hier und erzeugen ein Mycelium, welches der Placenta sich fest anschmiegt, dann auch in die Fruchtknotenwand bis zur Oberfläche der Beeren eindringt. Es bildet sich dann auf der Innenwand ein Sclerotium, welches nach der Gestalt der Fruchtknotenwand eine oben und unten offene Hohlkugel, die äußer- Zulekt fallen die Sclerotien aus den Längsspalten, in die der vertrocknete

1) Selecta Fungorum Carpologia I, pag. 103 ff.

2) Mykolog. Untersuch. X, pag. 317.

3) Vergl. Tulasne, l. c., pag. 105.

4) l. c., pag. 822.

5) Rostrup in Meddelelser om Grønland III, 1891.

6) Über die Sclerotien-Krankheit der Vaccinien-Beeren. Mém. Acad. St. Petersbourg 1888. T. XXXVI, pag. 3.

lich und innerlich mit schwarzer Rinde überzogen ist, darstellt. Solche Preiselbeeren werden daher zuletzt kastanienbraun, und da sie außen faltartig schrumpfen, nehmen sie die Gestalt eines gerippten, melonenartigen Körpers an. Die so mumifizierten Beeren fallen ab und entwickeln gleich nach der Schneeschmelze die Apothecien mit 2—10 cm langem, braunem und am Grunde braunhaarigem Stiel, 5—15 mm breiter Scheibe und cylindrischen, 0,012—0,015 mm langen und 0,005—0,006 mm breiten Sporen. Der Pilz ist nach Woronin ebenso wie die folgenden in Früchten Sclerotien bildenden Arten strenger Parasit, zum Unterschied von den fakultativ parasitären, nämlich auch saprophyten vorhergehenden Arten. Infektionen mit Ascosporen gelangen im Frühjahr leicht; die besäeten Triebe zeigten nach 14 Tagen alle Symptome der Erkrankung. Diese Krankheit ist nach Wscherson und Magnus¹⁾ ziemlich weit verbreitet, besonders häufig in Schlesien und im Fichtelgebirge.

Auf Beeren von
Vaccinium Oxy-
coccus.

12. *Sclerotinia Oxycoctii Woron.*, tritt in gleicher Weise wie der vorige Pilz auf den Beeren von *Vaccinium Oxycoctus* auf und gleicht demselben auch in der Entwicklung und in den Apothecien sehr, unterscheidet sich aber nach Woronin²⁾ durch die 0,025—0,028 mm langen Conidien. Nach Wscherson und Magnus (l. c.) ist dieser Pilz besonders in den östlichen und nördlichen Gegenden Deutschlands verbreitet.

In Fruchtknoten
von *Rhododen-*
dron.

13. *Sclerotinia Rhododendri Fischer* bildet sein Sclerotium in den Fruchtknoten von *Rhododendron ferrugineum* und *hirsutum* in den Alpen; es füllt nach Fischer³⁾ den ganzen Hohlraum der Fächer des Fruchtknotens aus, der von den gesunden nur durch Kürze und Dicke, größere Härte und leichteres Abfallen sich unterscheidet. Wahrlich⁴⁾ erhielt aus den Früchten von *Rhododendron dahuricum* aus Sibirien gestielte, bräunlichgelbe Apothecien mit schmutzig braunroter Fruchtscheibe und eiförmigen, 0,0144 mm langen Sporen.

Sclerotienkrank-

14. *Sclerotinia baccarum Rehm.* (*Rutstroemia baccarum Schröt.*), verursacht die Sclerotienkrankheit der Heidelbeeren, welche dadurch weiße Beeren bekommen, die jedoch nicht mit der echten, weißfrüchtigen Varietät der Heidelbeere verwechselt werden dürfen. Dieser Pilz, über den wir auch Woronin⁵⁾ nähere Untersuchungen verdanken, unterscheidet sich von dem der Preiselbeeren dadurch, daß sich das Conidienlager nur an den Stengeln und zwar an der konkaven Seite herabgebogener Triebe entwickelt, auch fehlt ihm das in der Rinde nistende pseudoparenchymatische Polster; die Conidien sind kugelig, mit sehr kleinen Disjunctoren. Das Sclerotium ist gewöhnlich nur am oberen Pol offen und hat demnach die Form einer Schale. Die Apothecien haben einen 0,5—5 cm langen, aber nicht braunhaarigen Stiel und eine stets pokalförmig bleibende, nicht sich abflachende Scheibe; die Sporen sind länglich elliptisch, 0,017—0,021 mm lang. Der Pilz ist nach Wscherson und Magnus⁶⁾ durch ganz Deutschland, Österreich und die Schweiz verbreitet.

¹⁾ Verhandl. d. zool. bot. Gesellsch. 1891, pag. 697.

²⁾ l. c. pag. 28.

³⁾ Mitteil. d. naturf. Gesellsch. Bern 1891, pag. 25.

⁴⁾ Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. X, pag. 68.

⁵⁾ l. c. und Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. III. 1885, pag. 59.

⁶⁾ l. c. und Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. VII. 1889, pag. 387.

15. *Sclerotinia megalospora* Woron., erzeugt eine Sclerotienkrankheit an den Früchten von *Vaccinium uliginosum*. Nach der von Woronin (l. c.) gegebenen Beschreibung entwickeln sich Conidien im Frühjahr zur Blütezeit in Form eines dichten, weißgrauen Anfluges auf der Unterseite der dann welkenden und sich bräunenden Blätter, dem Hauptnerv entlang, seltener an den Blattstielen. Die 0,024—0,030 mm langen Conidien sind fast kugelförmig und haben sehr kleine Disjunkturen. In den Beeren entwickelt sich ein Sclerotium als ein von allen Seiten geschlossener kugelförmiger, vier- bis fünfrippiger, äußerlich schwarz berindeter Körper. Die erkrankten Beeren färben sich blaß, schmutzig rot oder violett und schrumpfen allmählich zusammen. Die Apothecien haben einen 2—4 cm langen, unten knollig verdickten Stiel ohne Behaarung und eine 3—7 mm breite, frugförmige Fruchtscheibe. Die Sporen sind 0,019—0,025 mm lang, eiförmig. Der Pilz kommt außer in Rußland nach Ascherson und Magnus (l. c.) auch im nordöstlichen Deutschland vor.

16. *Sclerotinia Aucupariae* Ludw. Die Früchte der Eberesche werden durch diesen Pilz mumifiziert, wie Ludwig¹⁾ zuerst im Erzgebirge als eine ziemlich häufig auftretende Krankheit beobachtete. Woronin²⁾ hat den Pilz auch in Finnland gefunden; nach ihm sollen die Ascosporen die jungen Blätter der Ebereschen infizieren, worauf sich auf diesen eine Conidienfruktifikation entwickelt, wobei die Blätter frühzeitig absterben.

17. *Sclerotinia Mespili* Woron. Sclerotien in mumifizierten Früchten von *Mespilus* und *Cydonia* sind ebenfalls von Woronin (l. c.) angegeben worden. Nach demselben Beobachter soll als Conidienzustand hierzu gehören die auf den Blättern der genannten Bäume vorkommende *Ovularia necans* (S. 349).

18. *Sclerotinia Cerasi* Woron. Auch aus mumifizierten Kirschfrüchten hat Woronin (l. c.) eine Monilia-artige Conidienfruktifikation, sowie aus Sclerotien in Fruchtscheiben von *Betula* im Frühjahr Sclerotinia-Apothecien herauswachsen sehen. Er vermutet auch, daß die *Monilia fructigena* (S. 360) die Conidienform eines verwandten Discomyceten sei.

19. *Sclerotinia baccarum* Rostr., ist nur im Sclerotienzustand auf Beeren von *Streptopus amplexifolius* in Grönland gefunden worden.

20. Die Sclerotienkrankheit der Grasblätter. Von dieser Krankheit werden verschiedene Gramineen an ihren jungen Trieben befallen, die dadurch lange bevor sie ihre natürliche Höhe erreicht und den Blütenstand entwickelt haben, zu Grunde gehen. Schon von ferne zeigen sich sämtliche Blätter, mit Ausnahme der jüngsten, an denen die Krankheit erst beginnt, von den Spitzen aus zum größten Teil vertrocknet, verblichen und verbogen oder eingeknickt. In der ganzen Länge des erkrankten Teiles ist das Blatt mit den Rändern eingerollt wie in der Knospe, und da gewöhnlich das untere Blattstück grün und normal ausgebreitet ist, so sieht es aus, als endigte jedes Blatt in eine lange, blasse Ranke. Regelmäßig steckt aber die Spitze jeder Ranke in der Rolle des nächst älteren Blattes, sogar wenn die Blätter durch Streckung ihrer Scheiden schon sehr weit auseinander gerückt

¹⁾ Berichte d. deutsch. botan. Gesellsch. VIII, 1890, pag. 219; IX, 1891, pag. 189.

²⁾ Berichte d. deutsch. botan. Gesellsch. IX, 1891, pag. 102.

sind. Der Halm erhält dadurch eine seltsame, verkettete Tracht. Aus jeder Blattrolle kommt unten ein weißer Myceliumstrang hervor, der sich, bevor er endigt, noch ein Stück auf dem ausgebreiteten, grünen Blattstück fortsetzt, aber auch hier seine Anwesenheit durch einen ihm folgenden, verblichenen, dünnen Streifen im Blatte kennzeichnet. In diesem Myceliumstrange befinden sich in Entfernungen einzeln stehende oder perlschnurartig gereihete, länglichrunde, anfangs weiße, dann lichtbraune, endlich schwärzliche Sclerotien, im Durchmesser 1 bis 2 mm. Sie entstehen immer in der Achse des Stranges, so daß sie ringsum von den weißen Fasern desselben eingehüllt sind. Man findet sie teils in dem aus der Rolle herausragenden Stück, teils und hauptsächlich in der Rolle, wo sie wegen ihrer Größe die gerollten Blattränder aus einander drängen und frei vorstehend sichtbar sind. Der Myceliumstrang füllt in der Blattrolle alle Zwischenräume aus, und seine Fäden dringen hier auch in das Blattgewebe ein, verdrängen und verzehren hauptsächlich die zartwandigen Elemente, dringen aber auch in die Lumina der derbwandigeren Zellen und selbst der Gefäße ein. Oft ist daher an Stelle des Mesophylls ein ähnliches, dichtes Geflecht von Myceliumfäden getreten, wie es außerhalb des Blattkörpers in den Zwischenräumen der Blattrolle sich befindet. So wird durch das Mycelium die ganze Rolle zu einer zusammenhängenden Masse verwebt; dies erstreckt sich daher auch auf die in jeder Rolle steckende Spitze des nächst jüngeren Blattes. Der Pilz wuchert also nur in der Knospe des Halmes zwischen den in einander steckenden jungen Blättern. Weder Conidienträger am Mycelium, noch Fruchtkörper aus den Sclerotien sind bis jetzt beobachtet; der Pilz ist also noch mit Vorbehalt zu *Sclerotinia* zu stellen. Das Sclerotium hat ein weißes Mark, welches aus ziemlich dicht verflochtenen Hyphen, deren Verlauf kaum zu verfolgen ist, besteht und eine dunkle Rinde, deren Zellen braunwandig, enger, dichter verflochten, daher pseudoparenchymatisch sind. Dasselbe ist zuerst von Auerwald bei Leipzig auf *Calamagrostis* gesammelt und als *Sclerotium rhizodes* Awd. in Rabenhorst, Herb. mycol. Nr. 1232, verteilt worden. Tuckel¹⁾ hat dasselbe Sclerotium im Rheingau auf einer Sumpfwiese in einem Grase, das er zweifelhaft als eine *Poa*-Art bezeichnet, gefunden. Im Frühjahr 1879 trat die Krankheit in den Auwäldern von Leipzig epidemisch auf; ich fand an einem feuchten Waldrande in weiter Ausdehnung zahlreiche Pflanzen von *Dactylis glomerata* daran erkrankt, an einem andern Orte trat der Pilz auf einer feuchten Waldwiese an *Phalaris arundinacea* auf, deren junge Triebe kaum fußhoch dadurch vernichtet wurden, so daß ein ganzer Strich der Wiese dürr und weiß geworden war. Auf dieses Vorkommnis bezieht sich meine obige, schon in der ersten Auflage dieses Buches, S. 545, gegebene Beschreibung der Krankheit.

Sclerotienkrank-
heit der Reis-
pflanze.

21. Die Sclerotienkrankheit der Reispflanze. In Italien ist eine für die Reispflanze verderbliche Krankheit bekannt geworden, welche durch ein von Cattaneo²⁾ *Sclerotium Oryzae* genanntes, in ungeheurer Menge in den Hohlräumen der unteren Halmteile und Blattcheiden vorkommendes Sclerotium hervorgerufen wird. Letzteres sitzt anfangs einem

¹⁾ Symb. mycolog. 2. Nachtr. pag. 84.

²⁾ Archiv triennale de Labor. di Bot. crittog. di Pavia 1877, pag. 10. Vergl. Züst, bot. Jahressb. f. 1877, pag. 154.

zarten, weißen Mycelium an und ist kugelförmig, nur etwa $\frac{1}{10}$ mm groß, glatt, fast glänzend, schwarz. Der unter Wasser befindliche Teil des Halmes, in welchem hauptsächlich der Pilz sich entwickelt, wird schwarzfleckig, reißt auf und wird schließlich ganz zerstört, infolgedessen der Halm zu Grunde geht. Ob der Pilz zu *Sclerotinia* gehört, ist noch fraglich.

22. Die Stengelfäule der Balsaminen, durch einen von mir schon in der vorigen Auflage dieses Buches S. 544 beschriebenen und *Sclerotium Balsaminae* Frank, genannten Pilz verursacht. Am Stengel der Balsaminen verlieren ein oder mehrere unterste, zunächst über dem Boden stehende Internodien ihren Turgor und sehen wie gekocht aus, so daß man leicht den Saft aus ihnen drücken kann, worauf die Pflanze zu welken beginnt, umfällt und rasch abstirbt. Diese Krankheit beobachtete ich in einem Beete von *Impatiens glandulifera*, von welchem nur einige wenige Individuen erkrankten. Zwischen den Zellen der erkrankten Teile fand sich ein üppig entwickeltes Mycelium, dessen Fäden bis zu 0,01 mm dick, mit Scheidewänden versehen, reich an Protoplasma war und in gleich dicke und mehrmals dünnere Fäden sich verzweigten. Das Mycelium durchwucherte alle Gewebe. An diesem Mycelium bildeten sich zahllose kleine, kugelige, schwarze Sclerotien von nicht über $\frac{1}{10}$ mm Durchmesser; sie waren ebenfalls durch alle Gewebe verbreitet, von der Epidermis an, selbst zwischen und in den weiten Gefäßen. Ihre Bildung begann damit, daß in eine oder mehrere benachbarte Zellen Myceliumsfäden zahlreich eindringen und sich zu einem das Lumen der Zellen ausfüllenden Knäuel verbanden. Aus diesem entwickelte sich das Sclerotium. Einige abgestorbene Exemplare, welche in einen feuchten Raum gelegt worden waren, zeigten sich nach einigen Tagen in fast allen Teilen, nämlich in den Wurzeln, in den Stengeln und selbst in mehreren Blättern vom Mycelium durchwuchert und mit Sclerotien durchsäet. Conidienträger habe ich nicht beobachtet; auch das Schicksal der Sclerotien ist mir unbekannt. Es ist also auch noch unentschieden, ob dieser Pilz zu *Sclerotinia* gehört.

XIII. *Vibrissea* Fr.

Die Apothecien haben die Form kleiner, auf einem dünnen Stiel stehender kugeligter Köpfchen, deren ganze Außenfläche mit der Fruchtschicht überzogen ist. Letztere besteht aus Paraphysen und achtsporigen Schläuchen mit sehr kleinen, elliptischen, einzelligen, farblosen Sporen. Die Apothecien entspringen bei dem hier zu erwähnenden Pilze aus Sclerotien, weshalb wir diese Gattung hier anschließen.

Vibrissea.

Vibrissea sclerotiorum Rostr., verursacht nach Rostrup¹⁾ eine Sclerotienkrankheit des Hopfenklee's (*Medicago lupulina*) in Dänemark. Sehr viele Pflanzen dieses Klee-schlages starben ab und die abgestorbenen Wurzeln und Stengel zeigten sich mit schwarzen knollenförmigen Sclerotien besetzt. Aus den im März ausgesäeten Sclerotien erhielt Rostrup im Juni je 1 bis 10 Apothecien mit dünnen, 5—8 mm langem, weißem, an der Basis rötlichem Stielchen und hellrotem 0,5 mm dicken Köpfchen.

Sclerotien-
krankheit des
Hopfenklee's.

¹⁾ Oversigt over de i 1884 indlobene Forespørgsler angaaende Sygdomme hos Kulturplanter. Ref. in Botan. Centralbl. XXIV. 1885, pag. 48.

XIV. *Roesleria* Thüm. et Pass.**Roesleria.**

Die Apothecien stellen ebenfalls gestielte, kugelige Köpfschen dar, die aber aus keinem Sclerotium, sondern aus abgestorbenen Pflanzenwurzeln entspringend unterirdisch wachsen. Die achtsporigen Schläuche zeichnen sich durch kugelrunde Sporen und dadurch aus, daß sie rasch vergänglich sind, indem die sich vergrößernden Sporen den Schlauch ausweiten, der dadurch ein perlschnurförmiges Aussehen bekommt und einer einfachen Sporenkette gleicht, zumal da die Sporen dann sich von einander abgliedern.

Am Weinstock.

Roesleria hypogaea Thüm. et Pass. Die kleinen, silbergrauen, kugeligen oder etwas zusammengedrückten Köpfschen dieses Pilzes sitzen mit ihren weißlichen, meist gebogenen, $\frac{1}{2}$ bis 2 cm langen Stielen gesellig auf der Oberfläche im Erdboden faulender Wurzeln von Holzpflanzen, besonders häufig am Weinstock. Dieser Pilz scheint indessen nur ein Saphrophyt zu sein, denn er ist an lebenden Wurzeln noch nicht beobachtet worden. Gleichwohl hat man¹⁾ in ihm die Ursache gewisser Krankheiten des Weinstockes vermutet, bei denen die Pflanzen auf größeren oder kleineren Plätzen in den Weinbergen im Laufe der Jahre allmählich zurückgehen und absterben, und wobei man die Wurzeln größtenteils verfault und nicht selten mit den Apothecien dieses Pilzes bewachsen findet. Diese Erscheinungen samt dem Pilze sind in Frankreich, in der Schweiz, in Niederösterreich und in den deutschen Rheinländern zu beobachten. Vorläufig darf noch angenommen werden, daß in solchen Fällen eine derjenigen Weinkrankheiten, die wir an andern Stellen besprochen, insbesondere *Dematophora necatrix*, Reblaus oder die wahrscheinlich nicht parasitäre Gelbsucht der Reben die primäre Ursache und die *Roesleria* erst eine sekundäre Erscheinung ist.

Fünfzehntes Kapitel.

Ascomyceten, welche nur in der Myceliumform bekannt sind.

Der Wurzeltöter, *Rhizoctonia* DC.**Wurzeltöter,
Rhizoctonia.**

Wir haben es hier mit Schmarotzern auf Pflanzenwurzeln zu thun. Ein dickes, faserig-häutiges, violett gefärbtes Mycelium überzieht die Wurzel meist total und tötet sie, worauf die Pflanzen selbst eingehen. Diese auf sehr verschiedenen Pflanzen auftretenden Pilze sind nur in ihrer charakteristischen Myceliumform bekannt; mit Sicherheit sind noch keine Fruktifikationsorgane an diesen Mycelien nachgewiesen worden, wenigstens keine Ascosporenfrüchte, welche gestatten würden, diesen Pilzen eine Stellung unter den Ascomyceten anzuweisen. Daß sie aber Angehörige der letzteren sein dürften, wird von allen Myco-

¹⁾ Vergl. Brillieux, Le Pourridié des Vignes de la Haute-Marne. Extrait des Annales de l'institut nationale agronomique. Paris 1882, pag. 171.

kologen angenommen. Wir führen sie daher vorläufig noch abgesondert von den eigentlichen Ascomyceten für sich auf.

1. Der Wurzelstöter der Luzerne, *Rhizoctonia violacea* Tul. **Wurzelstöter der Luzerne.** (*Rhizoctonia Medicaginis* DC., *Byssothecium circinans* Fuckel, *Leptosphaeria circinans* Sacc., *Tremmatosphaeria circinans* Winter). In Frankreich ist diese Krankheit seit längerer Zeit beobachtet¹⁾, dann aber auch in Deutschland, besonders in Elsaß-Lothringen, in den Rheingegenden bis nach Mittel-Franken²⁾, in den Jahren 1884 und 1885 auch in Dänemark³⁾ bekannt. Dabei zeigen die Pflanzen zuvor nichts Krankhaftes, werden dann gelb, welken und sterben unaufhaltsam ab. Das Übel beginnt an einzelnen Punkten der Luzernefelder und verbreitet sich von dort aus ringsum immer weiter, so daß große, freisrunde Fehlstellen entstehen und der Erntertrag bis auf die Hälfte sinken kann. An den oberirdischen Teilen der kranken Pflanzen läßt sich keine Krankheitsursache entdecken; wenn man aber die Pflanzen aus der Erde zieht, so zeigen sich die Pfahlwurzel und gewöhnlich alle ihre Verzweigungen bis zu den feinsten Würzelchen total überzogen von einem schön violetten, fein faserig-häutigen Pilz, von welchem auch Fasern und dickere Fasernstränge abgehen und zwischen den die Wurzel umgebenden Erdbodenteilchen sich verbreiten. Die von dem Pilze überzogenen Wurzeln sind krank, weich und welk oder bereits getötet; sie werden bald morsch und faulig, und es ist kein Zweifel, daß dieses Absterben der Wurzeln die Ursache der Erkrankung und des endlichen Todes der grünen Teile ist. Das Mycelium steht mit der Oberfläche des Wurzelskörpers in fester Verbindung. Der letztere ist mit einer aus mehreren Zellschichten bestehenden Korfschicht überzogen. In den äußersten Zellen derselben und auf der Oberfläche ist eine dicht verfilzte Masse von bräunlich-violetten Pilzfäden entwickelt. Die Dicke dieses Überzuges ist an verschiedenen Stellen sehr wechselnd. Nach außen zu sind die Fäden immer weniger verfilzt, nur locker verschlungen und vielfach auf längere Strecken ganz frei verlaufend, wie eine lockere Watte die Wurzel umhüllend. Sie haben eine Dicke von 0,0045–0,009 mm, sind mit Querscheidewänden versehen, verzweigt und haben mäßig starke, violette Membranen. Auch ins Innere der Wurzel dringt das Mycelium ein; es hat hier farblose, zwei- bis dreimal dünnere Fäden, welche zwischen den Zellen und quer durch dieselben hindurchwachsen. Man bemerkt sie besonders im Rindengewebe. Der violette Pilz ist also nur der an der Oberfläche entwickelte Teil des Parasiten, der durch das farblose, endophyte Mycelium aus der Wurzel ernährt wird. In dem oberflächlichen violetten Pilz bilden sich stellenweise kleine, kugelige, dichte, dunkel violette Würzchen. Diese haben zunächst eine dicke, vielzellige Wand und ein aus locker verschlungenen Hyphen bestehendes Mark. Fuckel⁴⁾ giebt an, daß sich diese Gebilde zu Pykniden entwickeln, indem auf ihrer Innenwand längliche,

¹⁾ Zuerst erwähnt von Decandolle, Mém. d. Mus. d'hist. nat., 1815. Der Pilz wurde zuerst von Vaucher 1813 bei Genf auf Luzerne entdeckt.

²⁾ Vergl. Wagner in Jahresbericht des Sonderausch. f. Pflanzenschutz in Jahrb. d. deutsch. Landw. Ges. 1893, pag. 419.

³⁾ Vergl. Rostrup, Undersøgelser over Svampes laegten *Rhizoctonia*. Kopenhagen 1886. Refer. Bot. Centralbl. XXX, 1887.

⁴⁾ Botan. Zeitg. 1861, Nr. 34, und Symbolae mycol., pag. 142.

vierfächerige, violette Sporen abgesehnürt werden; sie sollen sich unregelmäßig am Scheitel öffnen, und ihren Inhalt als einen violetten Schleim entlassen. An stark befallenen Wurzeln, welche zahlreiche solche Wäzchen trugen, und welche ich den Winter über im Erdboden ließ, konnte ich im Frühlinge diese Fruchtbildung nicht beobachten; im Gegenteil waren diese Gebilde ausnahmslos auf ihrem Zustande stehen geblieben und anscheinend abgestorben. Wenn daher auch aus diesen Körperchen Pykniden werden können, so nimmt doch jedenfalls ihre Entwicklung nicht immer diesen Verlauf. Fuckel will sogar die dem Pilze zugehörigen Perithezien, also die Ascosporenfrüchte gefunden haben. Diese entwickelten sich erst im Herbst an den schon ganz in Fäulnis übergegangenen Wurzeln, die durch die Rhizoctonia getötet worden waren. Sie hatten eine porenförmige Mündung und schlossen Sporenschläuche ein, deren jeder 8 länglich-eiförmige, vierzellige violette Sporen enthielt. Fuckel hat danach für unsern Pilz den Namen *Byssothecium circinans* aufgestellt und Saccardo hat, die Fuckel'sche Annahme acceptierend, dem Wurzeltöter den Namen *Leptosphaeria circinans* geben zu müssen geglaubt, in welche Gattung allerdings die erwähnten Perithezien zu rechnen sein würden. Winter¹⁾ bezeichnet die Fuckel'schen Perithezien mit dem Namen *Tremmatosphaeria circinans* Winter, hält jedoch die Zugehörigkeit zu dem Rhizoctonia-Pilze für unwahrscheinlich. Rostrup (l. c.) will im Frühjahr auf den befallenen gewesenen Wurzeln Pykniden mit zahlreichen Sporen und auf sclerotienartigen Knollen Conidien, aber keine Perithezien gefunden haben; nur an den Wurzeln erkrankt gewesener Exemplare von *Lignustrum* fand er der Rhizoctonia ähnliche rote Fäden und Perithezien mit achtsporigen Schläuchen, welche der Gattung *Trichosphaeria* entsprachen und die Rostrup möglicherweise als die Perithezien von Rhizoctonia bezeichnet. Jedenfalls ist die Annahme, daß die hier und da gefundenen Perithezien wirklich der Rhizoctonia angehören, durchaus willkürlich und unbewiesen; im Gegenteil könnte es sich bei diesen Perithezien um einen der vielen saprophyten, Pyrenomyceten handeln, wie sie auf abgestorbenen Pflanzenteilen überhaupt und sehr häufig aufzutreten pflegen. Auf den von mir untersuchten, von Rhizoctonia stark befallenen und im Winter im Boden liegen gebliebenen Wurzeln waren diese Perithezien nicht zu finden. Fuckel hat den Schneeschimmel (*Lanosa nivalis* Fr.) für den ersten Entwicklungszustand des Wurzeltöters erklärt. Dies ist ein bisweilen zu Ende des Winters unter dem Schnee auf der Erde und auf Pflanzen sich zeigendes spinnwebartiges, aus weißen Fäden bestehendes Mycelium, welches an den Seiten der Fäden büschelweise stehende, länglich-keulenförmige, 2- bis 5 zellige, blaß-rötliche Conidien absehnürt²⁾. Allein mit Sicherheit ist der Nachweis des Zusammenhanges nicht geliefert worden. Was die Überwinterung der Rhizoctonia im Erdboden anlangt, so wissen wir nicht, ob dazu Sporen erforderlich sind. Wir wissen auch noch nicht, ob dazu im Erdboden zurückgebliebene Teile des alten Myceliums genügen; aber wir dürfen das letztere für sehr wahrscheinlich halten. Sicher ist nur, daß der Pilz, wenn er einmal vorhanden ist, unterirdisch durch sein Mycelium sich auf benachbarte gesunde Pflanzen verbreitet und diese ebenfalls tötet. Feuchter

¹⁾ Kryptogamenflora. Die Pilze, II, pag. 277.

²⁾ Vergl. Näheres über diesen Pilz bei Pokorny in Verh. d. zool. bot. Ges. Wien 1865, pag. 281.

Boden, namentlich nasser Untergrund scheint die Entwicklung zu begünstigen, doch schließt trockener die Krankheit nicht aus. In trockenen Jahren greift die Krankheit langsam um sich und wird im Juni auch später als sonst sichtbar, nach Wagner (l. c.).

Erfolgreiche Mittel zur Vertilgung der Krankheit besitzen wir bis jetzt nicht. Um die Weiterverbreitung des Pilzes zu verhindern, empfiehlt es sich, rings um die verwüsteten Stellen Gräben zu ziehen von der Tiefe der Wurzeln. Da wir nicht wissen, wie lange der Pilz nach einer stattgefundenen Krankheit an den Wurzelresten im Boden lebendig bleibt, so läßt sich auch kein Rat geben, wie lange man warten muß, ehe auf einem verpilzten Acker wieder die Nährpflanze gebaut werden darf. Da nun aber der Pilz außer auf der Luzerne höchst wahrscheinlich auch noch auf vielen andern Nährpflanzen wachsen kann, worüber sogleich weiteres zu erwähnen ist, so würde der Versuch einer systematischen Ausshungerung des Pilzes im Boden wenig Hoffnung auf Erfolg erwecken. Eher dürfte vielleicht Desinfektion in den infizierten Bodenstellen mit Karbolsäure, Schwefelkohlenstoff oder einem ähnlichen kräftig wirkenden Desinfektionsmittel angezeigt sein.

2. Der Wurzeltöter anderer Pflanzen. Mit dem Wurzeltöter der Luzerne sehr übereinstimmende Pilze von gleich verderblicher Wirkung sind auch auf einer Reihe anderer Pflanzen bekannt und zwar ebenfalls nur in der Mycelform. Tulasne¹⁾ hält wohl mit Recht alle diese für eine und dieselbe Species und hat daher für alle den Namen *Rhizoetonia violacea* eingeführt. Bei aller Wahrscheinlichkeit, die diese Ansicht hat, darf sie doch so lange nicht als erwiesen betrachtet werden, als noch kein Versuch gemacht worden ist, diesen Parasiten von der einen auf eine andre Nährspecies zu übertragen. Wir führen die bekannt gewordenen weiteren Nährpflanzen des Wurzeltöters im folgenden auf.

a) Auf Rotklee kommt nach Tulasne (l. c.) der Pilz auch unter denselben Erscheinungen wie an der Luzerne vor. In Dänemark hat ihn Rostrup²⁾ in den Jahren 1884 und 1885 auf dieser und den folgenden Kleearten sehr schädlich auftreten sehen.

b) Auf Weißklee, Bastardklee, Serradella, *Ononis spirosa* ist der Wurzeltöter ebenfalls beobachtet worden.

c) Auf der Färberröte (*Rubia tinctorum*) wird der Pilz von Tulasne angegeben. Nach Decaisne³⁾ soll der Pilz im südlichen Frankreich mit außerordentlicher Schnelligkeit die Wurzeln dieser Pflanze befallen und sehr schädlich wirken.

d) Auf *Sambucus Ebulus* nach Tulasne (l. c.) und Rostrup (l. c.) Auf *Sambucus*.

e) Auf den Wurzeln der Orangebäume, ebenfalls nach Tulasne's Angaben. Auf Orangebäumen.

f) Auf Möhren, Fenchel und andern Umbelliferen hat Kühn⁴⁾ zuerst den Wurzeltöter unter den gleichen Symptomen, wie an den andern Pflanzen beobachtet. Auf Möhren, Fenchel u. andern Umbelliferen.

g) Auf den Zucker- und Futterrüben kommt der Pilz, hier auch zuerst auf Zucker- und von Kühn (l. c.) beobachtet, durch ganz Deutschland verbreitet vor, ohne Futterrüben.

¹⁾ Fungi hypogaei, pag. 188.

²⁾ Kgl. danske Vidensk. Selsk. Forhandl. 1886, pag. 59.

³⁾ Recherches anat. et physiol. sur la Garange. Bruxelles 1837, pag. 55.

⁴⁾ Krankheiten der Kulturgewächse, pag. 224.

jedoch ausgedehntere bedeutende Beschädigungen zu veranlassen. Er zeigt sich hier besonders in feuchtem, undrainiertem Lande. Die Zersetzung beginnt am unteren Ende der Rüben und schreitet nach oben fort, indem der Pilz zuerst in kleinen, bräunlich purpurroten Warzen auftritt, die sich vergrößern und vereinigen. Das Mycelium wächst anfangs nur in der Rinde, später dringt es tiefer ein und veranlaßt Fäulnis. Nach Eidam¹⁾ sollen auch Keimlinge der Rübenpflanzen von *Rhizoctonia* befallen werden, so daß also die Erscheinung des Wurzelbrandes der Rüben auch durch diesen Pilz verursacht werden kann. Einen ähnlichen Pilz will derselbe auch auf *Seradella*-Samen gefunden haben.

An Knollen der
Kartoffeln.

h) An den Knollen der Kartoffeln hat ebenfalls zuerst Kühn (l. c.) den Pilz gefunden. Hier sind nach Hallier's²⁾ Beobachtungen die Knollen zuerst im Innern vollkommen gesund; die Schale ist unverletzt, aber mit dem purpurvioletten Mycelium bekleidet. Die davon überzogenen Stellen erscheinen dann etwas eingesunken. An dem Mycelium entstehen in- zwischen zahlreiche schwarze Punkte; es sind knollenförmige Bildungen desselben, deren äußere Zellen schwarz purpurrot sind und nach innen in farblose übergehen. Diese Körper sind offenbar mit den oben bei der Luzerne erwähnten Wärschen identisch, vielleicht stellen sie Sclerotien dar. Nur da, wo sie der Kartoffelschale aufsitzen, dringen auch Myceliumsfäden in das Innere des Knollens. Zuletzt tritt Fäulnis ein, und zwar beginnend an den am stärksten ergriffenen Stellen, wo dann die Schale sich völlig zerstört erweist.

Auf Rumex
und Geranium.
Auf Spargel.

i) Auf den Wurzeln von *Rumex crispus* und *Geranium pusillum* hat Rostrup (l. c.) den Pilz in Dänemark gefunden.

k) Auf Spargel, wo schon Tulasne (l. c.) den Pilz beobachtet hat. In den Spargelkulturen Rheinhessens hat sich neuerdings die Krankheit recht schädlich gezeigt. Ich fand die Wurzeln der kranken und eingehenden Spargelpflanzen stark mit dem violetten Mycelium überzogen, welches in seiner Beschaffenheit sowie in dem Auftreten zahlreicher violetter Wärschen ganz dem der Luzerne glich.

Safrantod.

l) Als Safrantod (*Rhizoctonia crocorum* DC., *Rhizoctonia violacea* Tul.), ist ein ganz ähnlicher Parasit der Zwiebelknollen des Safrans bezeichnet worden. Er bildet anfangs auf der Innenseite der Zwiebelschale kleine, weiße, flockige Häufchen, deren Fäden dann sich nach allen Seiten ausbreiten und allmählich einen dünnen Überzug auf der Innenseite der Schale bilden. An Stelle der flockigen Häufchen entwickeln sich dichtere, fleischig weiche, fegelförmige Wärschen. Alle diese Teile nehmen allmählich violette Farbe an; später dringt das Mycelium auch nach außen, umspinnmt und verklebt die Schalen und wuchert nun auf der Oberfläche derselben üppig weiter als eine violette, faserige Hülle, auch reichlich Fadenstränge in den Boden sendend. An diesem äußerlichen Mycelium, sowohl auf den Zwiebeln als auch auf den im Boden wachsenden Strängen, entstehen runde- liche oder längliche knollenartige Bildungen (Sclerotien). Das im Boden wachsende Mycelium dringt bis zu benachbarten Zwiebeln, die dann von dem Pilze in derselben Weise befallen werden. Zuletzt wird die Zwiebel bis auf die härteren Teile, nämlich bis auf die Gefäßbündel, die als ein

¹⁾ Refer. in Centralbl. f. Agrikulturchemie 1889, pag. 405.

²⁾ Zeitschr. f. Parasitenkunde, 1873. I, pag. 48.

gelblicher Kern zurückbleiben, und bis auf die faserigen, vom Mycelium bedeckten Zwiebelhäute zerstört. Der Pilz richtet auf den Safranfeldern in Südfrankreich, wo er ebenfalls kreisförmige Fehlstellen erzeugt, große Verheerungen an; dort zeigte sich die Krankheit („mort du safran“) schon Mitte des vorigen Jahrhunderts in solchem Grade, daß die Akademie der Wissenschaften zu Paris um Aufklärung und Hilfe befragt wurde und auf ihre Veranlassung Duhamel¹⁾ zuerst die Krankheit genauer untersuchte. Dieser beobachtete bereits die erwähnten fleischigen Würzchen, weshalb er den Pilz für eine kleine Trüffelart hielt, und erkannte auch, daß derselbe sich vermehrt durch eine große Menge von Mycelsfäden, die er Wurzeln nannte, und welche die Decken der Zwiebeln durchdringen und das Fleisch aussaugen. Tulasne (l. c.) hat den Pilz von neuem untersucht und das Weitere, was soeben über ihn mitgeteilt wurde, ermittelt. Er zieht, wie schon erwähnt, auch diesen Parasiten zu *Rhizoetonia violacea*. Prillieux²⁾ fand, daß die Infektion der gesunden Zwiebelschuppen dadurch erfolgt, daß die Myceliumsfäden des Pilzes durch die Spaltöffnungen in das Gewebe der Schuppen eindringen.

m) Auf *Allium ascalonicum* wird eine *Rhizoetonia Allii* Grav. angegeben. Sie soll nach Passerini³⁾ in Oberitalien in nassen Sommern auch die Zwiebeln von *Allium sativum* zerstören. Auf *Allium ascalonicum*.

n) Auf Bataten in Nordamerika wird von Fries⁴⁾ eine *Rhizoetonia* Batatas Fr. erwähnt. Auf Bataten.

o) Von der *Rhizoetonia Mali* DC., welche Decandolle auf den Wurzeln junger Apfelbäume gefunden hat, ist es wahrscheinlicher, daß sie das Mycelium des *Agarius melleus* (s. S. 236) gewesen ist. Auf Apfelbaum.

3. Die Pockenkrankheit der Kartoffeln, *Rhizoetonia Solani* Kühn. Mit diesem Namen wird eine zuerst von Kühn (l. c.) beobachtete Krankheit der Kartoffelknollen bezeichnet, bei welcher an einzelnen Stellen stechnadelkopfgroße oder etwas größere, anfangs weißliche, später dunkelbraune Pusteln auf der Schale auftreten. Dieselben haben den Bau von Sclerotien, d. h. sie bestehen aus fest verwachsenen, parenchymähnlichen Pilzzellen, von ihrer Oberfläche ziehen sich einzelne braune, septierte Myceliumsfäden freiwachsend auf der Schale hin. Sorauer beobachtete an den Myceliumsfäden die Bildung von Conidien in der Form von Helminthosporium, d. h. von verkehrt-keulenformiger Gestalt, mit 3 bis 6 Querwänden. Soweit die Beobachtungen reichen, werden die Knollen durch diesen Pilz nicht weiter beschädigt, sie bleiben zu allen ihren Verwendungen, insbesondere zur Verfütterung und zur Brennerei tauglich; bei den Speisekartoffeln wird nur durch das Unansehnlichwerden der Wert vermindert. Der Pilz scheint von der *Rhizoetonia violacea* auf der Kartoffel nach Vorstehendem verschieden zu sein; doch ist darüber nicht eher etwas entschieden, als bis seine weitere Entwicklung bekannt ist. Vom Schorf der Kartoffeln (S. 25) ist diese Krankheit wohl zu unterscheiden; Sorauer hat den

¹⁾ Vergl. Decandolle in Mém. du Mus. d'hist. nat. 1815.

²⁾ Sur la maladie des Safrans. Compt. rend. XCIV und XCV: refer. in Botan. Zeitg. 1883, pag. 178.

³⁾ Vergl. Hoffmann's mykologische Berichte in Bot. Zeitg. 1868, pag. 180.

⁴⁾ Systema mycologium.

Namen Grund für die Rhizoetonia-Krankheit vorgeschlagen, mit welchem Ausdruck jedoch bisher in der Praxis wohl auch oft der Schorf bezeichnet worden ist.

II. Abschnitt.

Schädliche Pflanzen, welche nicht zu den Pilzen gehören.

1. Kapitel.

Parasitische Algen.

Parasitische
Algen.

Obgleich die Algen Chlorophyll besitzen und daher selbständig assimilieren, so leben doch manche mikroskopische Arten schmarotzend in andern Pflanzen. Durch letztere erhalten sie die mineralischen Nährstoffe aus dem Erdboden, aber sie entziehen denselben vielleicht keine assimilierte Nahrung. Wenigstens üben sie mit einer einzigen bis jetzt bekannten Ausnahme keinen bemerkbaren schädlichen Einfluß auf ihre Nährpflanzen aus, so daß diese Lebensgemeinschaft mehr den Charakter einer gutartigen Symbiose als den eines Parasitismus hat. Die Betrachtung dieser Algen gehört daher nicht hierher. Wohl aber führen wir die wenigen bekannt gewordenen Beispiele solcher parasitischer Algen an, welche an ihren Nährpflanzen Krankheitserscheinungen hervorrufen.

Auf Arum.

1. *Phyllosiphon Arisari Kühn*, eine von Kühn¹⁾ in den Blättern von Arum Arisarum bei Rizza entdeckte Siphonee, deren durchschnittlich 0,04 mm dicke, verzweigte, mit Chlorophyllkörnern dicht erfüllte Schläuche zwischen den Parenchymzellen wachsen und an den befallenen Stellen der Blätter und Blattstiele gelblich werdende Flecke hervorrufen.

Auf Lysimachia

2. *Phyllobium dimorphum Klebs*²⁾. In den Blättern von Lysimachia Nummularia, Ajuga reptans, Chlora serotina und Erythraea Centaurium bewohnen die dunkelgrünen, meist ellipsoidischen Zellen dieser Alge das Gewebe längs der Gefäßbündel und bringen daselbst kleine, knotige Erhabenheiten auf den Blättern hervor.

Mycoides
parasitica.

3. *Mycoides parasitica Cum.* Diese Alge aus der Familie der Coleochaeteen bewohnt in Ostindien die Blätter des Mangobaumes, sowie von Croton, Thea, Camellia, Rhododendron und oft auch der Farne. Bei Camellia japonica bekommen nach Cunningham³⁾ die befallenen Blätter zahlreiche hellgrüne bis orangegelbe Flecke und Löcher mit so gefärbtem Rande. Der Parasit siedelt sich während der Regenzeit zwischen Epidermis und Cuticula an in Form runder Scheiben, welche aus dicht aneinander-

¹⁾ Sitzungsber. d. naturf. Gesellsch. Halle 1878. Vergl. noch Just, bot. Zeitg. 1882, Nr. 1, und Schmitz daselbst 1882, Nr. 32.

²⁾ Botan. Zeitg. 1881, Nr. 16—20.

³⁾ Über *Mycoides parasitica*, ein neues Genus parasitischer Algen. Transact. Lin. Soc. Ser. II. Bot. Vol. I., citiert in Just, Botan. Jahresb. 1879, I, pag. 470.

liegenden, dichotom verzweigten, gegliederten grünen Zellfäden bestehen. Die Zoosporangien bilden sich an dem köpfchenförmig angeschwollenen Ende von orange-farbenen Fäden, welche sich senkrecht erhebend die Cuticula in die Höhe heben und zum Teil durchbrechen. Obgleich die Alge gewöhnlich keine Zweige in das tiefer liegende Gewebe sendet, so sterben doch während ihrer Entwicklung die darunter liegende Epidermis und das Mesophyll ab.

2. Kapitel.

Flechten und Moose an den Bäumen.

Auf den Rinden der Stämme, der Äste und sogar der dünnen laubtragenden Zweige der Bäume wachsen oft allerhand Moose und Flechten, deren Auftreten als Baumkräuze oder Baumräude bezeichnet und mit Recht als den Bäumen für schädlich gehalten wird.

Flechten : und
Moose an den
Bäumen.

Bei uns sind dies hauptsächlich folgende Flechten: *Usnea barbata*, *Bryopogon jubatum* (diese beiden besonders in Gebirgswäldern an den Nadelbäumen, Ebereschen etc.), *Imbricaria physodes* und *J. caperata*, *Evernia prunastri* (vorzüglich an den Obstbäumen), *Evernia furfuracea*, *Ramalina calicaris*, *Physcia parietina* (diese beiden besonders an Allee-bäumen), außerdem an glattrindigen Stämmen verschiedene Arten von *Lecanora*, *Lecidella*, *Graphis* etc. Von Moosen sind es namentlich Arten von *Orthotrichum*, *Neckera* und *Hypnum*, sowie kleinere Lebermoose, besonders *Radula complanata*, *Frullania dilatata*. Diese Pflänzchen bedürfen zu ihrem Gedeihen einen gewissen Grad von Feuchtigkeit und Licht, daher wachsen sie am reichlichsten an den vor den austrocknenden Strahlen der Mittagssonne geschützten Nord- und Ostseiten der Baumstämme und lieben die Wälder, besonders die Gebirgsgegenden, zeigen sich jedoch hier vorwiegend an den Rändern der Bestände und an den durch dieselben führenden Straßen und Wegen und an den auf diesen gepflanzten Bäumen, während unter Hochwald die genannten Flechten weniger und höchstens in den mehlig-staubigen Formen der sogenannten Soredienansflüge sich entwickeln. Diese Kryptogamen sind keine Parasiten, denn wir sehen sie auch an dem toten Holze von Bäumen u. dergl. sowie an dünnen Ästen vegetieren; es ist kein Gedanke daran, daß sie den Bäumen Nahrungssäfte entziehen. Das geht auch aus der Art hervor, wie sie den Rinden aufgewachsen sind: bei allen derartigen Flechten, die ich untersuchte, dringt der Thallus nicht in die lebenden Gewebe der Rinde ein, sondern ist nur in den äußeren Teilen des Periderms oder der Rorkenschuppen entwickelt, beziehentlich mit seinen Rhizinen daselbst befestigt. Inwieweit diese Pflänzchen ihre Nahrung aus diesen toten Geweben ziehen oder aus atmosphärischem Staub und Niederschlägen empfangen, ist nicht bekannt. Schaden bringen sie nur indirekt. Starke Überzüge mit Moos können den Stämmen allerdings schädlich werden. Denn dieses hält die Feuchtigkeit fest und bildet sogar leicht unter sich eine dünne Humusschicht. Den Baumstämmen ist dies in ähnlicher Weise nachteilig, als wenn man sie ganz mit Erde verschüttet (Bd. I, S. 254), sehr schädlich aber ist der Moosüberzug an allen Wunden, weil hier Wundfäule und Brand (Bd. I, S. 106) durch die festgehaltene Feuchtigkeit hervorgebracht werden.

Lebensweise
derselben.

Von den Flechten leiden die Baumstämme entschieden weniger; sie sind manchmal ganz darin eingehüllt, ohne daß man dem Baume ein Leiden anmerkt. Mit den dünneren Zweigen verhält es sich aber bezüglich der Flechten ungleich. Die Ebereschen an den Straßen auf den höchsten Teilen des Erzgebirges sind oft von unten bis an die Spitzen der Zweige in graue Flechtenmassen gehüllt, zwischen denen sogar das Laub dem Auge verschwindet und nur die vielen roten Früchte von ferne hervorleuchten. Hier kann also der schädliche Einfluß kein großer sein. Aber vielfach bringt der Flechtenanhang Zweigdürre hervor, z. B. an den Buchen und besonders an den Fichten ganz gewöhnlich. Das ist freilich ein sehr langsamer Prozeß, dessen Ursache noch nicht genügend aufgeklärt ist. Sobald der Zweig abgestorben und dürr ist, nimmt der Flechtenanhang an ihm rasch überhand; man sieht deutlich, daß der tote Zweig den Flechten ungleich günstigere Bedingungen gewährt, und zwar weil hier die Rinde brüchig und rissig wird und sich abblättert, was den Flechten viel mehr Befestigungspunkte bietet, als auf der glatten, gesunden Rinde. Trotzdem darf man daraus nicht schließen, daß Zweige, auf denen sich Flechten ansiedeln, immer schon krank oder im Absterben begriffen sein müssen. Man sieht oft die noch grünen Äste mit Flechten behangen, an Laub- wie an Nadelholz, besonders an den Fichten, wo Massen von *Usnea* und *Bryopogon* dicht verwickelt Zweige samt Nadeln umstricken. An solchen Ästen beginnt dann ein Siedtum, welches aber oft erst nach Jahren zum Tode führt. Die Jahrestriebe und die Belaubung werden immer dürrer, ein Zweiglein nach dem andern wird trocken, die Dicke der Jahresringe des Holzes solcher Äste zeigt sich von Jahr zu Jahr gesunken, bis zuletzt, wo nur noch wenige grüne Zweiglein da sind, der Zuwachs ganz aufhört.

Bekämpfung.

An den Stämmen der Obstbäume sind Moos und Flechten durch Abfragen oder Abbürsten nach einem Regen, wo sie sich am leichtesten ablösen, sowie durch Ausstrich mit Kalkwasser zu vertilgen. Kränkelnde Zweige, die starken Flechtenanhang zeigen, müssen zurückgeschnitten werden. Durch möglichste Lichtstellung der Bäume kann man diesen Kryptogamen sehr entgegenarbeiten.

3. Kapitel.

Phanerogame Parasiten.

Phanerogame
Parasiten.

Unter den Phanerogamen giebt es eine Anzahl echter Parasiten, welche auf andern Pflanzen schmarozen. Es gehören dazu teils Gewächse, denen das Chlorophyll ganz oder fast ganz fehlt, welche also keine grünen Blättern besitzen und somit ihren ganzen Bedarf an assimilierten Stoffen aus ihrer Nährpflanze beziehen müssen, teils solche, welche mit grünen Blättern ausgestattet sind, also selbständig Kohlensäure assimilieren, aber vielleicht gleichwohl organische Verbindungen aus ihren Nährpflanzen erhalten, jedenfalls aber alles nötige Wasser nebst den anorganischen Nährstoffen von denselben beziehen. Es ist daher auch zu erwarten, daß die Pflanzen, auf denen diese phanerogamen Parasiten leben, mehr oder weniger beschädigt werden, und es ist leicht

erklärlich, daß dies in besonders auffallendem Grade bei den chlorophylllosen oder chlorophyllarmen Parasiten der Fall ist, eben weil hier dem Wirt die gesammten für die Ernährung des Parasiten erforderlichen organischen Verbindungen, also eigene Bestandteile seines Körpers entzogen werden. Dagegen ist bei vielen der mit Chlorophyll versehenen Parasiten von einer schädlichen Wirkung auf die Nährpflanze nichts zu bemerken; bei einigen derselben sind aber doch auch gewisse Störungen an der Nährpflanze deutlich nachweisbar. Wir behandeln hier selbstverständlich die phanerogamen Parasiten nicht in ihrer Gesamtheit als solche, sondern führen nur diejenigen an, bei welchen man von einem wirklich schädlichen Einflusse auf die Nährpflanze etwas sicheres weiß. Als solche würden folgende in Betracht kommen.

I. Die Seide, *Cuscuta*.

Diese mit den Windengewächsen (Convolvulaceen) nächstverwandte Gattung hat keine grünen Blätter, sondern nur eine Menge Stengel, die wie lange, dünne, bleiche oder rötliche Fäden aussehen, und an denen die rundlichen, blaß rosenroten Blütenköpfchen sitzen. Diese Stengel umspinnen die Blätter und Stengel anderer Pflanzen meist so reichlich, daß die letzteren dadurch ausgezogen und unterdrückt werden und daß in den Feldern an den Punkten, wo dieser Parasit aufgekommen ist, Fehlstellen sich bilden. Die *Cuscuta*-Stengel wurzeln nicht im Erdboden, sondern sind an zahlreichen Punkten durch eigenthümliche Organe, die Saugwarzen oder Haustorien, mit den Nährpflanzen organisch verwachsen (Fig. 93 u. 94) und saugen mit Hilfe derselben ihren sämtlichen Nährstoff aus dem Körper des Wirtes¹⁾.

Die Seide,
Cuscuta.

Über die Lebensweise der Cuscutaceen ist folgendes zu bemerken. Es sind einjährige Pflanzen, welche alljährlich aus ihren Samen von neuem entstehen. Letztere keimen bei gewöhnlicher Temperatur in etwa 5—8 Tagen. Der im Endosperm spiralg eingewickelte fadenförmige, kotyledonenlose Embryo wächst dann als ein feines hellgelbliches Fädchen aufrecht, indem er durch ein ganz kurzes, etwas verdicktes Wurzelende, welches aber nicht den Bau einer eigentlichen Wurzel zeigt, im Boden Halt findet. Dieses feine Stengelchen beschreibt dann mit seinem freien Ende Nutationsbewegungen, wodurch das Auffinden und Erfassen einer Nährpflanze erleichtert wird. Ist letzteres geschehen, so umschlingt der junge Seidenstengel die Nährpflanze mit 3 bis 5 engen Windungen, und bildet alsbald an den Contactstellen Haustorien, durch die er mit der Nährpflanze verwächst, und dann erst stirbt der ganze untere Teil des Parasiten ab, so daß letzterer nun nicht mehr mit dem Erd-

¹⁾ Vergl. Solms-Laubach in Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot. VI, pag. 575 ff. Frank, über Flachs- und Klee-seide in Georgika, Leipzig 1870. Haberland in Österreichisches landw. Wochenblatt 1876, Nr. 39 u. 40. Koch, die Klee- und Flachs-seide etc. Heidelberg 1883.

boden in Verührung sich befindet. Der fortwachsende Seidenstengel läßt dann auf die ersten engen Windungen mit Haustorien weitere Schlingen ohne Saugorgane folgen, und auch weiterhin wechseln enge mit weiteren Windungen ab, wodurch ein schnelleres Emporklettern ermöglicht wird. Das feste Umlegen der engen Windungen beruht auf einer Reizbarkeit des Cuscuta-Stengels und ist also den Bewegungen der Ranken der Kletterpflanzen zu vergleichen. Die Haustorien entstehen an der Innenseite der Windungen, die der Seidenstengel um die Nährpflanze macht, als Wärzchen, durch papillenförmiges Auswachsen einer Gruppe von Epidermiszellen und der darunter liegenden Rinde.

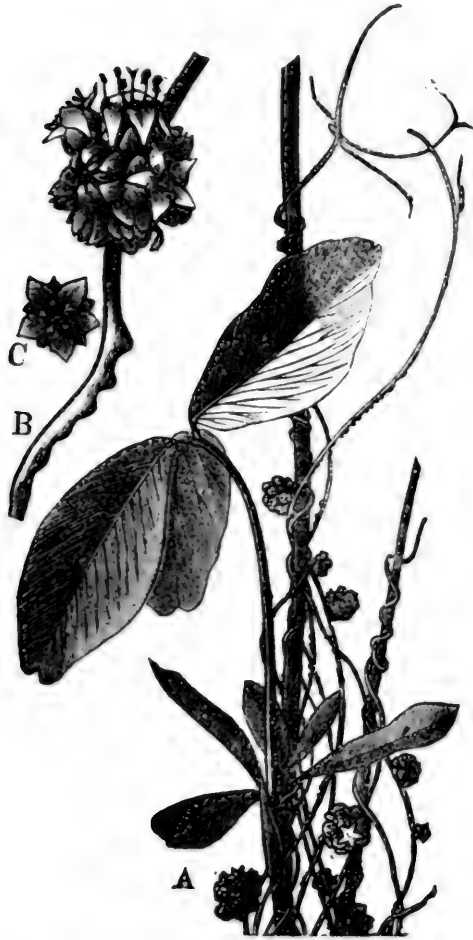


Fig. 94.

Die Klee-seide A Stück einer Klee-pflanze mit blühenden Seidenstengeln. B Stück eines Seidenstengels mit einem Blütenköpfchen und mehreren Saugwarzen, etwas vergrößert. C eine Blüte der Cuscuta.

Die Wärzchen pressen sich fest an den Nährstengel an. Dies geschieht dadurch, daß die Epidermiszellen an der in der Mitte gelegenen Stelle im Wachstum zurückbleiben, während sie rings im Umkreise um diese Partie eine starke Streckung nach der Nährpflanze hin erfahren und daher einen kranzförmigen Wulst um die zurückgebliebene centrale Stelle bilden. Dann erst entsteht in diesem Wärzchen der wichtigste Teil dieses Organes, der Haustorialkern oder der eigentliche Saugfortsatz, welcher das Wärzchen durchbricht und sich in den Nährstengel bis zu den Gefäßbündeln hineinbohrt (Fig. 95). Die zweite subepidermale Rindenschicht ist es, welche durch wiederholte Zellteilungen einen Meristemherd bildet, welcher dem Haustorialkern den Ursprung giebt, der also nicht in der Weise wie eine echte Wurzel entsteht. Der gegen den Nährstengel hin wachsende Haustorialkörper erscheint aus reihenweise geordneten, an der Spitze schlauchförmigen Zellen zusammengesetzt, welche nach rückwärts mit den Gefäßbündeln und

den tieferen Rindenlagen des Seidenstengels in Verbindungen stehen; mit ihrem Eintritt in das Gewebe der Nährpflanze beginnen diese Zellenreihen mehr ein selbständiges Wachstum; besonders die peripherischen Reihen breiten sich allseitig in der Rinde der Nährpflanze pinselartig aus und ähneln daher sehr den Fäden eines Pilzmyceliums. In der Mittelpartie des Haustorialkörpers bleiben die schlauchförmigen Zellen mehr im Zusammenhange und stoßen so direkt auf den Holzkörper und das Phloem des Nährstengels. Alle diese schlauchförmigen Zellen des Haustorialkörpers schwellen an ihrer

Spitze mehr oder weniger an und gelangen so in möglichst große Berührung mit den Gewebeelementen der Nährpflanze. Zuletzt tritt in dem centralen Strange des Haustorialkörpers Gefäßbildung ein, indem die dort befindlichen Elemente ring- oder neßförmig sich verdicken und in Tracheiden sich umwandeln. Auf diese Weise stellt sich eine vollständige Verbindung des Gefäßkörpers des Haustoriums mit dem centralen Gefäßbündelstrange der Mutterpflanze einerseits und mit den Gefäßen der Nährpflanze andererseits her. Durch diese Verbindung der gleichartigen Gewebe zwischen Nährpflanze und Parasit wie sie in den zahlreichen gebildeten Haustorien erzielt wird, ist also in der vollkommensten Weise die Überführung der Nahrung in den Parasiten

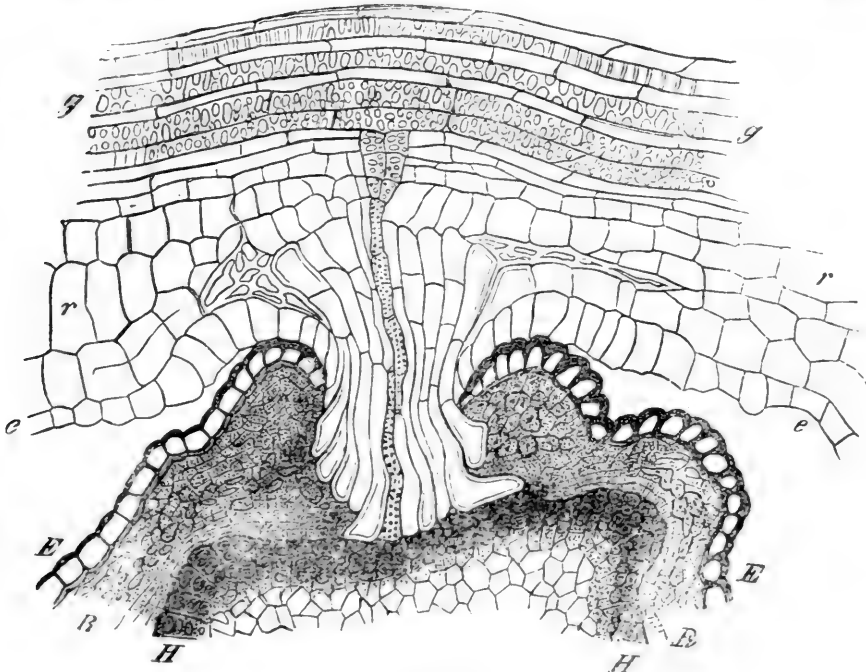


Fig. 95.

Haustorium von *Cuscuta epilinum*. Dasselbe entspringt aus dem Seidestengel und zwar am Gefäßbündel *g* derselben, unter der Rinde *rr*; *ee* Epidermis des Seidestengels. Das Haustorium ist eingedrungen in den im Querschnitt gesehenen Leinstengel, dessen Epidermis *EE* und Rinde *RR* durchbrechend und bis an das Holz *HH* vordringend.

Vergrößert. Nach Sachs.

ermöglicht. Mit der zunehmenden Menge der Haustorien wird denn auch die Entwicklung der Seidepflanze und die Vermehrung ihrer Stengel durch Verzweigung sehr beschleunigt. Der Umstand, daß in den Achseln der kleinen schuppenförmigen Blätter des *Cuscuta*-Stengels mehrere Knospen angelegt werden, die zu Zweigen auswachsen können, und daß an den Kontaktstellen mit der Nährpflanze nicht selten Adventivsprosse entstehen, trägt zur Vermehrung der Stengelbildung ebenfalls bei. Es ist bemerkenswert und bei den Vertilgungsarbeiten wohl zu berücksichtigen, daß auch abgerissene Stücke von Seidestengeln auf feuchter Erde liegend längere Zeit am Leben bleiben und benachbarte Nährpflanzen wieder erfassen können. Während die *Cuscutaceen* bisher wegen ihrer blassen Farbe für chlorophylllos gehalten wurden

ist durch eine von Temme¹⁾ bei mir ausgeführte Untersuchung nachgewiesen worden, daß diese Pflanzen besonders in den Blütenknäueln doch etwas Chlorophyll enthalten und demgemäß auch im Sonnenlichte Sauerstoff ausscheiden, also etwas Kohlensäure assimilieren. Immerhin ist die Erwerbung kohlenstoffhaltiger Pflanzensubstanz auf diesem Wege hier völlig unzureichend für die Ernährung, so daß der Parasitismus unentbehrlich ist. Der aus-
saugende und allmählich tötende Einfluß, den die Seide auf die von ihr befallenen Pflanzen ausübt, ist daher sehr wohl erklärlich. Die Beschädigungen, welche sie hervorbringt, sind um so intensiver je kleiner die befallenen Pflanzen gegenüber der Massenentwicklung der Parasiten sind; so werden Sträucher, Hopfen und andre kräftige Pflanzen, wenn sie von *Cuscuta* angegriffen werden, nicht eigentlich getötet, wie es mit dem niedrigen Klee fast immer der Fall ist. Die Wirkung ist wohl auch zum Teil eine rein mechanische; die Pflanzen werden durch die oft ungeheure Masse der um sie gewundenen Schlingpflanze niedergedrückt und erwürgt, sie vermögen kein einziges Blatt ordentlich zu entfalten und werden wegen Mangel an Raum Luft und Licht erstickt.

Die Gattung *Cuscuta* ist in allen Erdteilen in zahlreichen Arten vertreten, von denen auf Europa 9, auf Deutschland 5 kommen. Schädlich sind besonders folgende Arten.

Kleeseide.

1. Die Kleeseide (*Cuscuta epithymum* L., *Cuscuta Trifolii* Babingt.). Stengel ästig, Blüten sitzend, Röhre der Blumenkrone so lang wie ihr Saum, durch die großen zusammenneigenden Kronenschuppen geschlossen, Staubgefäße herausragend, Narbe fadenförmig. Die liebsten Nährpflanzen dieser Species sind Papilionaceen, in erster Linie der Rotklee, die Luzerne und die Wicke, welche durch sie sehr stark beschädigt werden. Außerdem tritt sie auch auf Weiß- und Bastardklee auf *Melilotus*, *Lotus*, *Onobrychis*, *Ononis*, *Genista* auf; von mir wurde sie auch auf Lupinen beobachtet; selten werden *Phaseolus* und *Cicer* befallen. Ferner ist diese Species noch gefunden worden auf Kartoffeln, Runkelrüben, Mohrrüben, Leindotter, Fenchel, Anis, Coriander, Brennessel; dagegen sollen Wein, Hafer, Sonnenblumen nach Haberlandt den Parasiten nicht annehmen. Aderweitige Nährpflanzen sind *Thymus Serpyllum*, *Rumex Acetosella*, *Plantago lanceolata*, *Ranunculus arvensis*, *Cerastium*, *Calluna vulgaris*; ferner Compositen wie *Matricaria*, *Chrysanthemum Leucanthemum*, *Carduus crispus*, sowie viele Gräser, wie *Anthoxanthum odoratum*, *Phleum pratense*, *Holcus lanatus*, *Poa pratensis* und Mais. Diese Seide findet sich nämlich auch sehr häufig auf Heiden, Wiesen, Weiden, Rainen u. s. w., hier besonders gern auf *Calluna*, *Genista*, *Thymus*, Gräsern etc. und kann von diesen Stellen aus auf die Felder gelangen. In Südtirol ist sie auch auf dem Weinstock angetroffen worden²⁾.

Gemeine Seide.

2. Die gemeine Seide (*Cuscuta europaea* L.) Wie vorige, aber mit aufrechten, der Röhre angedrückten Kronenschuppen und nicht herausragenden Staubgefäßen und fadenförmiger Narbe. Diese Art wächst am häufigsten in Feldgebüsch auf Brennesseln, Hopfen, jungen Pappeln und Weiden, Schwarzborn, *Tanacetum* und andern wilden Pflanzen, geht aber

¹⁾ Landwirtsch. Jahrb. 1883, pag. 173.

²⁾ Verhandl. d. K. K. Zoolog. bot. Ges. in Wien. April 1867.

auch auf die Kleearten, Wicken, Ackerbohnen, Hanf und Kartoffeln über. Sie kann der Korbweiden-Kultur schädlich werden¹⁾.

3. *Cuscuta racemosa* Mart. Wie vorige, aber Blüten gestielt, in Büscheln, Blumenfronnröhre von den zusammenneigenden Schuppen geschlossen, mit kopfförmiger Narbe. Diese Art ist mit französischem Luzerne-samen eingeschleppt worden und kommt manchmal in der Luzerne vor. Auf Luzerne.

4. *Cuscuta Solani* Hol., mit kugeligter Blumenfronnröhre ohne Kronenschuppen, ist auf Kartoffeln von Soluby²⁾ beobachtet worden. Auf Kartoffeln.

5. Die Flachsseide (*Cuscuta Epilinum* Weihe.), mit nicht ästigem Stengel und fast kugeligter Blumenfronnröhre mit kleinen, aufrechten, angedrückten Schuppen und nicht herausragenden Staubgefäßen. Diese ist im Flachs ein schon lange Zeit bekannter Schmarotzer, der aber nach Robbe³⁾, auch auf Hanf und Spergula wachsen kann. Flachsseide.

6. *Cuscuta Cesatiana* Bertol. mit dickem Stengel, gestielten Blüten, offenem zurückgebogenem Blumenfronnsaum, cylindrischer Blumenfronnröhre, kopfförmiger Narbe und kugeligter Fruchtkapsel. Schmarotzt nur auf der Weide. Auf Weide, Pappel etc.

7. *Cuscuta lupuliformis* Krocker (*Cuscuta monogyna* Vahl), mit sehr dickem, ästigem Stengel und in ährenförmigen Rispen stehenden Blüten, durch einen einzigen Griffel von den übrigen Arten unterschieden. Sie findet sich besonders im östlichen Deutschland auf Korbweiden und Pappeln, ist auch auf Weinstock und Lupinen gefunden worden.

8. Auf Weiden sind außerdem beobachtet worden die aus Amerika stammende *Cuscuta Gronovii* Woll., und die in Ungarn vorkommende *Cuscuta obtusiflora* Hamb.⁴⁾.

9. Auf Himbeeren ist in Nordamerika eine nicht näher bestimmte *Cuscuta* gefunden worden⁵⁾. Auf Himbeeren.

Das beste Verhütungsmittel der Seide, besonders der Klee-seide besteht in der Verwendung seidefreien Saatgutes. Die Samenkontrollstationen befaßen sich hauptsächlich mit der Untersuchung der Klee-saat auf Seidesamen. Die Unterscheidung der letzteren von den Klee-samen ist nicht schwer. Die Samen der Flachsseide sind 1,5 mm, die der Klee-seide 0,7–1,3 im Durchmesser, beide rundlich, un deutlich kantig, hellgrau oder bräunlich, etwas rauh und gänzlich glanzlos. Um seidehaltige Klee-saat zu reinigen, hat Kühn⁶⁾ das Absieben mittelst Sieben vorgeschlagen, welche genau 22 Maschen auf 7 qcm haben. Nach Robbe's⁷⁾ Erfahrungen kann man sich aber nicht sicher auf die Siebe verlassen, denn abgesehen davon, daß die Samen des weißen und schwedischen Klees nahezu mit denen der *Cuscuta* übereinstimmen, Bekämpfung.

¹⁾ Vergl. Kühn, seidebefallene Korbweiden. Wiener landw. Zeitg. 1880, pag. 751.

²⁾ Eine neue *Cuscuta*. Österr.-botan. Zeitg. 1874, pag. 304.

³⁾ Wiener landw. Zeitg. 1873, Nr. 31, und landw. Versuchstationen 1878, pag. 411.

⁴⁾ Vergl. Prantl, *Cuscuta Gronovii*, Centralbl. f. d. ges. Forstwesen 1878, pag. 95.

⁵⁾ Wiener Obst- u. Gartenzeitg. 1876, pag. 145.

⁶⁾ Zeitschr. des landw. Central-Ver. d. Prov. Sachsen, 1868, pag. 131 u. 304.

⁷⁾ Wiener landw. Zeitg. 1873, pag. 299.

sind die letzteren mitunter so groß, daß sie eine Siebmasche von 1 mm nicht passieren können. Übrigens darf der Siebabfall nicht dem Futter beigemengt werden, da die Seidesamen unverdaut und keimfähig durch den thierischen Darmkanal gehen. Auch durch Timotheegrassaat wird Seidesamen mitunter verbreitet. Sempolowski¹⁾ teilt einen Fall mit, wo ein Klee- und Leinfuchsen verpflanztes Feld infiziert wurde, weil Klee- und Leinfuchsen verpflanzte wurden, welche unzerstörten Klee- und Leinfuchsen enthielten. Auch gehört möglichste Vertilgung der in der Nähe der Felder wild wachsenden Seide zu den Vertilgungsmitteln. Die Vertilgung der auf den Feldern vorhandenen Seide besteht in sorgfältigem Abmähen der befallenen Stellen, bevor die Seide zur Blüte gelangt ist, oder das Abstoßen der befallenen Pflanzen mit einer geschärften Schaufel dicht an der Erde, worauf die Seide sorgfältig vom Felde abzuräumen ist²⁾. Sicherer wirken chemische Mittel: Übergießen mit verdünnter Schwefelsäure (1 auf 200 bis 300 Wasser³⁾), oder dichtes Bestreuen mit rohem schwefelsaurem Kali⁴⁾, oder Begießen mit Eisenvitriol⁵⁾, oder nach Robbe Bedecken der befallenen Stellen und deren nächster Umgebung mit einer 20–30 cm hohen Schicht kurzgeschnittenen Strohens, welches mit Petroleum befeuchtet und dann angezündet wird. Ebenso günstig dürften Mittel wirken, welche die Seide ersticken, wie z. B. eine fest angeschlagene, etwa 10 cm hohe Schicht kurzgeschnittenen Heufels oder Lohe und dergl., oder Gips, einige Centimeter hoch mit Feinerde bedeckt und mit Sauche begossen, oder Aschkalkstaub, zur Winterszeit aufgestreut. Der Klee durchbricht meist diese Deckschichten, während die Seide das nicht vermag.

II. Die Orobanche-Arten.

Orobanche-
Arten.

Diese mit den Scrophulariaceen verwandten chlorophylllosen Gewächse haben einen aus der Erde hervorkommenden, 10–60 cm langen, geraden, mit Schuppen besetzten und in eine Blütenähre endigenden Stengel, dessen in der Erde befindliche Basis knollig angeschwollen ist und ein Saugorgan darstellt, welches mit der Wurzel einer benachbarten Pflanze verwachsen ist und damit die Nahrung aus derselben aussaugt. Die Nährpflanzen werden durch diese Parasiten mehr oder weniger stark beschädigt⁶⁾.

Die Kapseln von Orobanche enthalten zahlreiche, sehr kleine Samen mit Endosperm und einem kugelförmigen, kotyledonenlosen Embryo. Diese kommen nur dann zur weiteren Entwicklung, wenn sie eine ihnen zuzugende Nährwurzel als Unterlage finden, und können andernfalls mehrere Jahre keimfähig bleiben. Bei der Keimung wächst die haubenlose Wurzelhälfte

¹⁾ Zeitschr. d. landw. Centralver. d. Prov. Sachsen 1881, pag. 19.

²⁾ Dasselbst 1870, pag. 24.

³⁾ Fühling's Neue landw. Zeitg. 1871, pag. 475.

⁴⁾ Dasselbst pag. 794.

⁵⁾ Botan. Zeitg. 1864, pag. 15.

⁶⁾ Solms-Laubach, l. c., pag. 522 ff. — Koch, Untersuchungen über die Entwickel. d. Drobanchen. Berichte d. deutsch. bot. Ges. 1883, Heft 4, und Entwickelungsgeichte der Drobanchen. Heidelberg 1887.

hervor, und aus dieser entwickelt sich der dünne, fadenförmige Keimling, dessen oberes Ende im Endosperm stecken bleibt. Hat das kleine Keimfädchen eine Nährwurzel erreicht, so verwächst es mit ihr und verdickt sich an dieser Stelle zu einem innerhalb der Nährwurzel sitzenden primären Haustorium, dessen nach innen gewendete Spitze ihre Zellen reihenweise in das Gefäßbündel und in die Rinde des Wirtes sendet. Der Parasit übt auf die stärkeren Nährwurzeln einen Reiz aus, der sich in einer von der Cambiumschicht derselben ausgehenden Zellvermehrung äußert, die zur Bildung eines Ringwulstes um den äußeren Teil des Parasiten führt. Zugleich werden aus dem Cambium Tracheiden gebildet, durch welche die tracheale Verbindung zwischen dem Haustorium und dem Gefäßbündel der Nährwurzel hergestellt wird. Aus den peripherischen Teilen des primären Haustoriums gehen neue, dem Hauptkörper ähnlich gebaute Bucherungen hervor, wodurch der junge Parasit das Aussehen eines Fackenzahnes bekommt, dessen Zahnwurzeln in der Nährwurzelanschwellung ruhen. Der außerhalb der Wirtspflanze verbliebene Teil entwickelt sich zu einem knolligen Körper, welcher dem Haustorium direkt aufsitzt und zum Erzeuger der Stamm- und Wurzelvegetationspunkte der Orobanche wird. Die Wurzeln kommen in bedeutender Menge aus dem unteren Teile des Knollens hervor, während aus dem oberen Teile der junge Sproß entspringt. Erreichen diese Wurzeln eine Nährwurzel, so dringen sie wieder in dieselbe ein und erzeugen ein sekundäres Haustorium, durch welches wiederum eine tracheale Verbindung zwischen Wirt und Parasit hergestellt wird.

Der Einfluß auf die Nährpflanze hängt von der Stärke der Entwicklung ab, welche die Orobanche erreicht. Im gelindesten Falle wird nur die Vegetationszeit der Nährpflanze um einige Wochen verlängert. Es können aber auch die Pflanzen mehr und mehr unterdrückt werden, so daß sie zwar niedriger bleiben, aber doch noch zur Fruchtbildung gelangen oder aber auch die Blütenbildung ganz vereitelt wird.

Von den zahlreichen bekannten Orobanche-Arten, die alle meist auch ihre besonderen Nährpflanzen haben, führen wir nur die besonders schädlichen an.

1. *Orobanche minor* *Satt.*, der Kleekeufel oder Kleewürger, Der Kleekeufel.
30—50 cm hoch, braunviolett, mit lilauen oder purpurnen Blüten, blüht im Juni und Juli, bisweilen im August zum zweitenmal. Hauptsächlich im Klee, und zwar Rot-, Weiß- und Bastardklee, schädlicher Parasit, der besonders häufig in Thüringen und in den Rheinländern, vorzüglich in Baden auftritt, außerdem auch auf Hornklee, Serradella, Mohrrübe und Weberfarde beobachtet worden ist. Im Badenschen ist der Parasit in den Klee-schlägen oft so häufig, daß auf dem Quadratfuß 1 bis 5 Stück Orobanchen stehen und daß manchmal der Kleeschnitt ruiniert wird. Da an einer Orobanche bis 70 und 90 Kapseln mit je etwa 1500 staubfeinen Samen sich befinden können, so ist die Vermehrung der Pflanze eine sehr leichte. Die Ausrottung geschieht durch Ausstechen der leicht sichtbaren Schmarotzerpflanze vor der Samenbildung. Befallene Äcker sind zeitig tief umzubrechen, so daß die Kleepflanzen mit ausgerissen werden, worauf mehrere Jahre lang mit andern Kulturpflanzen zu bestellen ist¹⁾. Entsprechende Polizeiverordnungen sind auch in den Rheinländern erlassen worden.

¹⁾ Vergl. Just, Wochenschr. d. landw. Ver. im Großh. Baden 1885, pag. 221, u. Dritter Bericht über d. Badische pflanzenphysiol. Versuchsanstalt zu Karlsruhe. Karlsruhe 1887, und Koch, l. c., pag. 344.

- Auf Luzerne. 2. *Orobanche rubens* Wallr., bis 60 cm hoch, mit hellgelben bis bräunlich-rötlichen Blüten. Im Mai und Juni auf Luzerne.
- Auf Esparsette etc. 3. *Orobanche gracilis* Sm., bis 30 cm hoch, mit außen braunen, innen blutroten Blüten. Im Juni und Juli auf Esparsette, Steinklee, Hornflee und *Lathyrus pratensis*.
- Auf Erbsen etc. 4. *Orobanche speciosa* Dc., mit weißen, violett geäderten Blüten. Im Mai und Juni auf Erbsen, Linse, Ackerbohne und Lupine.
- Auf *Pieris* und Mohrrüben. 5. *Orobanche Picridis* Schultz, bis 30 cm hoch, mit hellgelben Blüten. Im Juni und Juli außer auf *Pieris hieracioides* auf Mohrrüben.
- Auf Mohrrüben. 6. *Orobanche amethystea* Thuill., 30—50 cm hoch, mit weißlichen oder violetten, purpurn geäderten Blüten. Im Juni und Juli außer auf *Eryngium campestre* auf Mohrrüben.
- Auf Ephen etc. 7. *Orobanche Hederae* Dub., auf Ephen am Mittelrhein, aber auch auf Conyza und Pelargonium zonale beobachtet.
- Der Hanfwürger. 8. *Orobanche ramosa* L. (*Phelipaea ramosa* C. A. Mey.), der Hanfwürger oder Hanftod, 10—30 cm hoch, mit weißen oder bläulichen Blüten, an denen außer dem Deckblatte noch zwei Vorblätter stehen, weshalb diese Art zur Gattung *Phelipaea* gerechnet wird. Die Pflanze zeigt sich im Juni, Juli und August bisweilen sehr schädlich in den Kulturen des Hanf und des Tabak, ist auch auf Sonnenrose und Meerrettig beobachtet worden. Gegenmittel sind das Ausraufen des Schmarögers vor der Samenbildung. Hanffelder sind nach der Ernte sofort umzupflügen. Vom Tabak sind die entblätterten Stengel samt Wurzeln auszuraufen und zu verbrennen¹⁾ Tabaksamen von befallenen Feldern, auf denen die Samen der *Orobanche* reif geworden sind, dürfen nicht verwendet werden, weil sie sich von denen des Schmarögers schwer trennen lassen.
- Auf Achillea. 9. *Orobanche caerulea* Vill. (*Phelipaea caerulea*), 15—50 cm hoch, Blüten wie bei voriger, aber amethystfarben. Im Juni und Juli auf *Achillea Millefolium*.
- In Melonenpflanzungen. 10. *Orobanche Delilii* Dc. (*Phelipaea aegyptiaca* Walp.), nach Baillon²⁾ im Jahre 1879 in mehreren persischen Provinzen sehr schädlich in Melonenpflanzungen.

III. Die Loranthaceen.

Loranthaceen. Die ganze Familie der Loranthaceen besteht aus Schmarögerpflanzen. Es sind Holzpflanzen, welche grüne Blätter besitzen, aber nicht im Erdboden wurzeln, sondern auf den Ästen anderer Bäume wachsen. Wegen ihres normalen Gehaltes von Chlorophyll assimilieren sie Kohlensäure; aus ihren Nährpflanzen beziehen sie aber den mineralischen Nährstoff sowie organische Substanzen und das für sie nötige Wasser³⁾. Die

¹⁾ Vergl. Zucht, l. c., und Koch, l. c., pag. 335.

²⁾ Bull. de la soc. Linn. de Paris. Februar 1880, cit. in Botan. Centralbl. 1880, pag. 231.

³⁾ Solms-Laubach, l. c., pag. 575 ff. — R. Hartig, Zeitschr. für Forst- u. Jagd-Wesen 1876, pag. 321. — Robke, Über die Mistel, ihre Ver-

Loranthaceen gehören größtenteils den Tropen an; in Europa kommen folgende in Betracht.

1. Die Mistel, *Viscum album* L., ein bekanntes Gewächs, welches immergrüne Büsche in den Kronen der Bäume bildet und in ganz Deutschland auf einigen 50 verschiedenen Baumarten wächst, sowohl Laub- als Nadelhölzern; sie bevorzugt indes die Kiefer, die Pappeln und Obstbäume. Selbst an Sträuchern wie Rosa und Azalea ist sie beobachtet worden. Die Mistel wird verbreitet durch Verschleppung ihrer Beeren, besonders durch die Drossel, wobei die klebrigen Samen an die Zweige festgeklebt werden. Die Samen enthalten einen vollkommenen Embryo mit zwei Keimblättern und

Mistel.

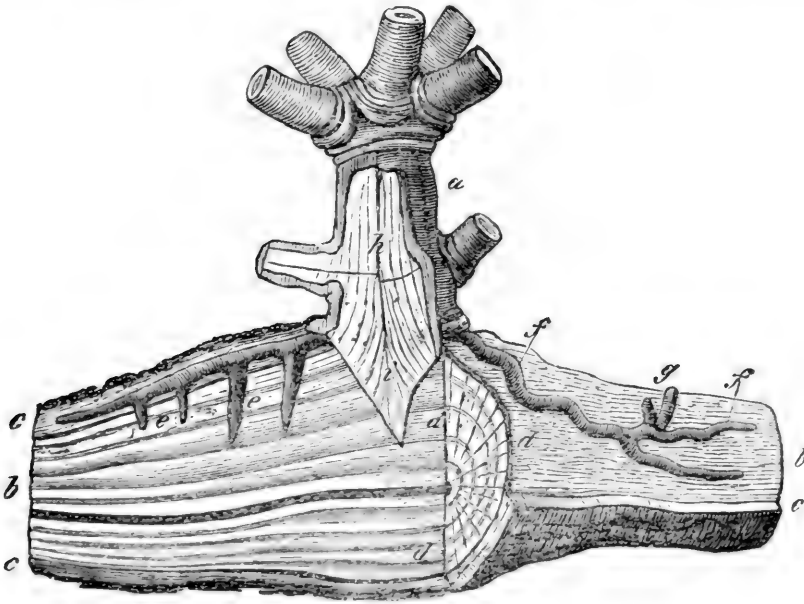


Fig. 95.

Unterer Teil des Stammes *a* von *Viscum album*; *h* sein Holz; *i* seine Hauptwurzel; *h'* die in der Rinde des Nährastes *c* wachsenden Rindenwurzeln, bei *g* zwei Knospen erzeugend; *ee* die Senker, welche durch das Cambium in das Holz eindringen; bei *dd* ist das letztere halb quer durchschnitten, die Jahresringe zeigend. Natürliche Größe.

Nach Sachs.

Endosperm. Bei der Keimung tritt das Wurzelende hervor, verdickt sich kopfförmig und kittet sich an die Oberfläche des Zweiges an. Aus dem centralen Gewebe des Köpfchens entsteht die eigentliche Wurzel, welche in die Rinde des Nährzweiges eindringt bis an den Holzkörper. Damit ist das Längenwachstum dieser Wurzel beendet; aber durch ein hinter ihrer Spitze befindliches teilungsfähiges Gewebe, welches in der Cambialregion des Nährzweiges gelegen ist, vermag sich die Wurzel in demselben Maße zu verlängern, als der Holz- und Rindering des Zweiges sich verdicken; die Spitze der Mistelwurzel wird also von dem Holzring umschlossen und

breitung etc. Tharander forstl. Jahrb. 1884. — Tübeuf, Beitr. z. Kenntnis d. Baumkrankheiten. Berlin 1888, pag. 9.

Kommt mit jedem Jahre tiefer in den Holzkörper zu liegen, ist also nicht selbst in denselben eingedrungen. An dem in der Rinde gelegenen Teile der Keimwurzel entstehen mehrere Seitewurzeln, welche in der Rinde nahe dem Cambium in der Längsrichtung des Zweiges verlaufen; sie werden die Rindenwurzeln genannt. Während sie vorwärts wachsen, lassen sie in ein- oder zweijährigen Pausen nahe ihrer Spitze in radialer Richtung nach innen einen sogenannten Senker, d. h. einen keilförmigen Auswuchs von der Breite der Rindenwurzel eindringen, welcher wiederum bis zum Holzkörper wächst und nun dieselbe eigentümliche Verlängerung zeigt, wie sie für die Keimwurzel beschrieben wurde. Mittelfst der Senker werden dem Holze des Nährzweiges Wasser und anorganische Nährstoffe entzogen, den Rindenwurzeln und durch diese dem Mistelstamme zugeführt. Wie lange ein Senker mit der Mistel im Zusammenhange sich erhält, hängt davon ab, wie lange der Zweig glattrindig bleibt, d. h. wann seine Borkebildung eintritt. Eine Rindenwurzel stirbt ab, sobald in demjenigen Teile der Rinde, in welcher sie sich befindet, die Borkebildung beginnt. Der Zusammenhang mit den Senkern wird dann unterbrochen und der Baum sucht nun die letzteren außen mit neuen Holzringen zu schließen. Auf der Außenseite der lebenden Teile der Rindenwurzeln können Brutknospen entstehen, aus denen neue Mistelausschläge hervorgehen, die nun auch wieder ein neues System von Rindenwurzeln bilden. Durch diese fortwährende Verjüngung können ziemlich große Mistelbestände auf den Ästen entstehen. Da die alten absterbenden Senker ziemlich breit sind und zahlreich beisammen stehen, so wird dadurch die weitere Entwicklung des Nährzweiges in die Dicke leicht gestört, weil die Neubildung von Holz aufhört. Die gesamte Rinde nebst den in ihr liegenden Teilen des Parasiten stirbt dann ab und vertrocknet. Diese entrindeten, abgestorbenen Krebsstellen beginnen dann von den Rändern aus überwallt zu werden. Durch dieses lokale Absterben können die in der Rinde verbreiteten Teile der Misteln außer Zusammenhang mit einander gesetzt werden. Außer dieser lokalen Störung der Gewebebildung ist auch ein schädlicher Einfluß der Mistel auf das Gesamtbefinden des Baumes bemerkbar, wenn sie in so zahlreichen Individuen auf demselben sich angesiedelt hat, daß sie mit der Belaubung des Baumes in Konkurrenz tritt; der letztere zeigt dann eine kümmerliche Entwicklung, schwächere Ausbildung, Überhandnehmen von Zweigdürre. Ganz junge Misteln wird man durch Ausbrechen zerstören können, ältere Büsche müssen dadurch entfernt werden, daß man den Ast, auf dem sie sitzen, ein Stück weit zurückschneidet, damit der Parasit nicht aus entfernteren Adventivknospen wieder ausschlägt.

Arceuthobium
Oxycedri auf
Juniperus.

2. *Arceuthobium Oxycedri*, wächst in Südeuropa und bildet kleine, frautige Stämmchen, welche dicht gedrängt auf angeschwollenen Stellen der Zweige von *Juniperus Oxycedrus* sitzen. Der Parasit bildet nach *Solms-Laubach* (l. c.) ebenfalls Rindenwurzeln, die sehr fein verästelt sind, und Senker. Auf den nordamerikanischen Koniferen kommt eine größere Anzahl Arten von *Arceuthobium* vor, welche zum Teil, wie z. B. *Arceuthobium Douglasii* nach *Tubeuf* (l. c.) die Entstehung von Herentbesen veranlassen, indem die befallenen Zweige eine erhebliche Streckung erleiden und zerstreut zahlreiche kurze Sprossen aus der Rinde hervorbrechen lassen.

Eichenmistel.

3. Die Riemenblume oder Eichenmistel, *Loranthus europaeus*, findet sich besonders in Österreich auf Eichen, aber auch auf Casta-

nea vesca. Diese Pflanze hat sommergrüne Blätter. Ihre Samen werden ebenfalls durch Drosseln verbreitet. Nach den Untersuchungen von R. Hartig (l. c.) nehmen bei diesem Parasiten die Wurzeln ohne Senker zu bilden direkt die Nahrung aus dem Holze. Die Wurzelspitze wächst nämlich nicht außerhalb der Cambiumzone, sondern im Jungholze, genau parallel mit dem Längsverlauf der Elementarorgane des Holzes, die noch unverholzten Gewebeteile nach außen drückend und abspaltend. Dies geschieht solange fort, bis die stärker werdende Verholzung das Weiterwachsen der Wurzel verhindert. Letztere bildet dann an ihrer Außenseite hinter der Spitze einen neuen Vegetationspunkt, welcher das Wachstum in der weiter nach außen gelegenen Jungholzzone fortzusetzen vermag. Es bilden sich dementsprechend an der Innenseite der Wurzel stufenförmige Abjäge, die mit entsprechenden Vorsprüngen des Holzes korrespondieren. Da die Wurzeln des *Loranthus* immer nach unten, dem Wasserströme des Stammes entgegengewachsen, so ergießt sich das Wasser aus den leitenden Organen des Holzes an den Abjägen direkt in die Parasitenwurzel. Die letztere hält durch ein lebhaftes Dickewachstum einige Jahre lang mit dem des Nährastes gleichen Schritt. Unterhalb der Ansatzstelle des *Loranthus* bildet die Eiche große, majerkopffartige, den unteren Teil der Mistelpflanze umschließende Anschwellungen, während der darüber gelegene Teil des Eichenaastes absterbt. Der Parasit ist daher durch das Töten der Eichengipfel sehr nachteilig. Die Bekämpfung ist die gleiche wie bei *Viscum*.

4. *Loranthus longiflorus* wächst nach Scott in Ostindien auf *Loranthus longiflorus* auf sehr verschiedenen Bäumen und wird insbesondere den Citrus-Arten schädlich, welche von diesem Parasiten befallen, kleine, trockene und geschmacklose Früchte bekommen oder selbst ganz eingehen können. Citrus

4. Kapitel.

Gegenseitige Beschädigungen der Pflanzen.

Die Pflanzen können sich auch gegenseitig durch ihre bloße Nähe Gegenseitige Beschädigungen der Pflanzen. beschädigen. Dieses kann aus verschiedenen Gründen geschehen. Bei den sogenannten Schlingpflanzen handelt es sich, wenn dieselben sich um andere Pflanzen schlingen, für die letzteren um mechanische Störungen. Die Schlingpflanzen können mit ihren Stengeln andere Pflanzen so umstricken, daß sie dieselben an der freien Ausbreitung ihrer Teile hindern, niederziehen, und wenn es kräftige, verholzende Schlingpflanzen sind, sogar Einschnürungen und damit Verwundungen an den fremden Stämmen hervorbringen.

Allgemein ist diejenige Schädigung, welche sich die Pflanzen gegenseitig dann zufügen, wenn sie zu dicht beisammen wachsen, indem sie gegenseitig in der Ausnutzung des Bodens für ihre Ernährung, sowie auch im Genuße von Luft und Licht mit einander konkurrieren, wobei Dichtsaaten.

der stärkere Teil den schwächeren mehr oder weniger benachteiligt. Daß größere Pflanzen kleineren durch die Beschattung schädlich werden können, wie es bei der Unterdrückung des Unterholzes im Walde, bei Kultur von Pflanzen und Obstbäumen und bei dem Ersticken von Saaten unter einer Überfrucht vorkommt, ist schon Bd. I, S. 159 besprochen worden. Sehr auffallend ist aber auch die gegenseitige Benachteiligung dicht beisammen wachsender Pflanzen infolge der Concurrenz in der Erwerbung der Nährstoffe aus dem Boden. Überall, wo sich mehrere Individuen mit ihren Wurzeln in einen mäßig großen Bodenraum teilen müssen, bleiben die Individuen kleiner, als wenn nur ein einziges Individuum diesen Raum einnimmt, und unter den einzelnen Individuen wird meist eine Ungleichheit der Entwicklung bemerkbar, indem gewöhnlich eins von ihnen schneller als die anderen wächst, die dann entsprechend schwächer sich entwickeln oder ganz zwerghaft bleiben. Wenn bei Topfkulturen in mäßig großen Blumentöpfen mehrere Samen zugleich ausgesät werden, kann man diese Erscheinung in der Regel beobachten. Auch bei Kulturen im freien Lande findet man bei Dichtsaaten das gleiche. In jedem Getreidefelde und auch bei anderen Kulturen, wo viele Pflanzen sehr dicht beisammen wachsen, sind die an den Rändern des Feldes stehenden Halme die größten und kräftigsten, weil sie nach der Außenseite des Feldes Wurzeln senden können, welche in keine Konkurrenz mit ebenbürtigen Nachbarn geraten. Mitten im Felde haben die meisten Pflanzen mehr eine mittelmäßige Entwicklung, aber auch viele findet man zwischen ihnen, welche augenscheinlich durch die andern unterdrückt, auffallend klein und schwach geblieben sind. Große, kräftige Pflanzenarten, welche sich mit ihren Wurzeln auch nach der Seite weit auszubreiten pflegen, können sogar auf weitere Entfernung hin ihre Nachbarn, besonders wenn dies von Natur kleinere und langsamere sich entwickelnde sind, beeinträchtigen. Wenn z. B. neben Beeten, auf denen *Helianthus*-Arten stehen, andre Kräuter gebaut werden, so sind die jenen zunächst stehenden Nachbarn am kleinsten, können sogar gänzlich zurückbleiben, und mit zunehmender Entfernung sehen wir die Pflanzen entsprechend größer und kräftiger. Unter den Bäumen ist es die Pappel, welche auf ihre Nachbarschaft insofern schädigend einwirkt, als man da, wo dieser Baum in Alleen steht, auf den angrenzenden Feldern im Umkreise der Stämme, soweit die Baumwurzeln reichen einen schlechteren Stand der Feldfrüchte mehr oder weniger deutlich beobachtet; ebenso haben angrenzende Wiesenflächen in dem gleichen Bereiche von ferne gesehen eine mehr graue Farbe, während die übrigen Teile der Wiese wegen besseren Bestandes rein grün aussehen. Da andre, selbst mehr Schatten werfende Bäume die gleiche Erscheinung nicht

hervorbringen, so kann es nur eine Wirkung der Baumwurzeln sein, welche bei der Pappel durch die starke Ausläufer- und Wurzelschößlingbildung ausgezeichnet sind.

Selbstverständlich findet eine solche Konkurrenz nicht nur zwischen Kulturpflanzen derselben Art oder verschiedener Arten statt, sondern es gehört hierher auch die Beschädigung der Kulturpflanzen durch Unkräuter, die mit ihnen gemeinsam wachsen. Sehr oft sind die Unkräuter gegenüber den Kulturpflanzen im Vorteil. Oft ist dies schon durch die große Individuenzahl, welche auf der reichlichen Samenbildung vieler Unkräuter beruht, bedingt. Aber es kommen auch andre natürliche Eigenschaften der Unkräuter hinzu. Viele derselben sind gegenüber den Boden- und Witterungsverhältnissen weniger anspruchsvoll als unsere Kulturpflanzen und dadurch im Kampfe ums Dasein bevorzugt. Viele haben auch eine raschere natürliche Entwicklung, wodurch sie die Kulturpflanzen überholen; dies wird bei den perennierenden Unkräutern noch dadurch begünstigt, daß sie nicht aus Samen langsam sich zu entwickeln brauchen, sondern aus vorhandenen unterirdischen Wurzeln und Stöcken schnell emporwachsen. Die Beschädigung, welche die Kulturpflanzen durch Unkräuter erleiden können und die bis zu vollständiger Mißernte gehen kann, ist in der Praxis genügend bekannt. Wollny¹⁾ hat sie durch Zahlen auszudrücken versucht, indem er die Ernte von je zwei gleichmäßig beschaffenen und bestellten Parzellen, von denen die eine gejätet, die andre sich selbst überlassen wurde, bestimmte. Es ergaben z. B. Sommerrübsen mit Unkraut 266,2 g Körner und 1010 g Stroh, ohne Unkraut 349,0 g Körner und 1361 g Stroh; Ackerbohnen mit Unkraut 470 g Körner und 910 g Stroh, ohne Unkraut 850 g Körner und 1390 g Stroh. Wollny fand auch, daß ein unkräuteter Boden in 10 cm Tiefe um 2,35 bis 3,99°C kälter, sowie auch um einige Prozente trockner war als der unkräutefreie.

Unkräuter.

Für die Bekämpfung der Unkräuter lassen sich folgende allgemeine Regeln geben. Bekanntlich wird durch den Anbau von Hackfrüchten dem Unkraut wirkungsvoll entgegengearbeitet, weil hier eine direkte mechanische Zerstörung der Unkräuter stattfindet. Indessen lassen sich perennierende Unkräuter nur durch Ausstechen oder sonstiges Entfernen ihrer Wurzeln und unterirdischen Stöcke aus dem Boden gründlich ausrotten; freilich wird dies bei manchen Unkräutern, die mit ihren unterirdischen Trieben sehr tief in den Boden eindringen, zur Unmöglichkeit. Alle Unkräuter, und besonders gilt dies von den einjährigen,

Bekämpfung
der Unkräuter.

¹⁾ Forschungen auf. d. Geb. d. Agriculturnphysik 1884, VII, pag. 342.

werden durch ihre Samen von neuem erzeugt. Letztere werden vielfach durch das Saatgut verschleppt; Verwendung reinen Saatgutes ist also in dieser Beziehung von Wichtigkeit. Oft streuen aber die Unkräuter schon im Freien ihre Samen aus, wobei manche durch besondere Flugapparate an Samen oder Früchtchen begünstigt sind, indem diese durch den Wind weit verbreitet werden; in dieser Beziehung ist die Beseitigung der Unkräuter vom Felde vor erlangter Sommerreife empfehlenswert. Zur Erklärung des Erscheinens von Unkräutern auf Kulturländereien ist auch die Thatfache festzuhalten, daß bei manchen die Samen bis zum Eintritte der Keimung lange liegen müssen. Nach Hänlein¹⁾ dauerte es bis zum Eintritt der Keimung bei *Campanula Trachelium* 519, bei *Lysimachia vulgaris* 714, bei *Chaerophyllum temulum* und *Plantago major* 1173 Tage bis zur ersten Keimung. Auch kommt das sehr ungleichzeitige Aufkeimen trotz gegebener Keimungsbedingungen in betracht; bei *Papaver Argemone*, der im allgemeinen rasch keimt, dauerte es 513 Tage, bis die letzten Samen keimten, bei *Lithospermum arvense* dehnte sich diese Zeit bis 710 Tagen aus.

Von den Unkräutern sind folgende die bemerkenswertesten.

Moose.

1. Moose, auf den feuchten Wiesen, wo diese Pflänzchen leicht die Phanerogamen zurückdrängen. Das beste Mittel gegen dieselbe ist Drainage, daneben auch Kalidüngung, weil dadurch den besseren Wiesenpflanzen geeignetere Bedingungen geschaffen und sie dadurch im Existenzkampfe begünstigt werden²⁾. Auch Eisenvitriol ist zur Vertilgung des Moooses auf Wiesen empfohlen worden.

Schachtelhalm.

2. Der Schachtelhalm, *Equisetum arvense*, auf den Äckern, und *Equisetum palustre* auf den Wiesen, perennierende Gefäßkryptogamen, welche sich nur durch Sporen fortpflanzen, aber wegen ihrer überaus tief gehenden unterirdischen Triebe mechanisch nicht auszurotten sind. Düngung mit Kochsalz vertragen diese Gewächse nicht; durch wöchentliches Begießen vom Oktober bis Februar mit Kochsalzlösung wurde der Schachtelhalm auf einer Wiese vertilgt³⁾. Auch durch Mistdüngung, wodurch die besseren Wiesenpflanzen die Oberhand gewinnen, soll man den Durock verdrängen können.

Quecke.

3. Die Quecke, *Triticum repens*, ein perennierendes Gras, dessen weithin kriechende Ausläufer schwer aus dem Boden zu entfernen sind. Die scharfen Spitzen der Queckentriebe können sogar bei ihrem Wachstum weichere Pflanzenteile durchbohren, wie es an Kartoffelknollen und an Eichenwurzeln beobachtet worden ist, wodurch jedoch diesen Pflanzenteilen kein bemerkbarer Schaden zugefügt wird. Das erfolgreichste Bekämpfungsmittel ist die mechanische Zerstörung: nachdem durch Schalen des Ackers

¹⁾ Über die Keimkraft der Unkrautsamen. Landw. Versuchsstation XXV, Heft 5 u. 6.

²⁾ Vergl. Centralbl. f. Agrikulturchemie 1877, pag. 496.

³⁾ Landw. Annalen d. patriot. Mecklenb. Ver. 1878, Nr. 13.

mit dem Schälshar die Köpfe der Quacke abge schnitten, werden durch Eggen die Ausläufer soweit bloßgelegt, daß sie an der Sonne vertrocknen. Durch Abweiden der wieder aufkommenden Quackenreste durch Schafe, sowie durch erneutes Aufeggen und schließlich durch tiefes Umpflügen wird die Pflanze dermaßen beunruhigt und geschwächt, daß sie endlich erstickt wird ¹⁾.

4. Die Herbstzeitlose, *Colchicum autumnale*, ein bekanntes häufiges Unkraut feuchter Wiesen, welches im Herbst hellrosenrot blüht und die Frucht nebst den grünen Blättern im nächsten Frühling hervorbringt. Die perennierenden Knollen stecken tief im Boden. Das Ausstechen ist daher mühsam. Wenn dagegen durch zeitiges Abmähen der Wiesen oder besser durch Abschneiden der Herbstzeitlosen im Mai auf den Wiesen die Blätter und unreifen Früchte der Pflanze frühzeitig genommen werden und man diese Maßregel einige Jahre hindurch wiederholt, so gehen die Knollen schließlich an Entkräftung zu Grunde.

Herbstzeitlose.

5. Der Fiederich (*Raphanus Raphanistrum*) und der Ackersenf (*Sinapis arvensis*) der oft auch mit dem erstgenannten Namen belegt wird, bekannte gelbblühende Unkräuter, welche einjährig sind, daher nur aus Samen wieder entstehen. Bei Hackkulturen ist möglichst frühes Behacken bei trockner Witterung, auch wohl Ausjäten empfehlenswert. Nach Getreide und Futterpflanzen ist ein flaches Umbrechen der Stoppel empfehlenswert, worauf die aufgehenden Unkrautpflänzchen durch Umpflügen zu ersticken sind. Die gleichen Mittel empfehlen sich auch gegen die andern ein- oder zweijährigen Unkräuter, wie Mohn, Kornblumen, Kamillen, Melde, Saatkücheldolde (*Chrysanthemum segetum*), Frühlingskreuzraut (*Senecio vernalis*), Galinsoga parviflora (Franzosenkraut) u. Gegen die letztere aus Peru stammende Pflanze, die erst in den letzten Jahrzehnten eine auffallende Verbreitung in Deutschland gewonnen hat, sind sogar behördliche Anordnungen erlassen worden, dahin gehend, die abgemähten oder ausgerissenen Pflanzen zu verbrennen oder in tiefe Gruben einzugraben. Das Mittel hat sich nicht bewährt. Danger²⁾ empfiehlt gegen diese sowie die ähnlichen Unkräuter das Ausziehen der Pflanzen vor der Samenbildung, worauf sie an der Sonne trocknen gelassen, bei nassem Wetter mit einer Erdschicht überdeckt werden sollen. Anbau von weißem Senf zu Futterzwecken in dichter Saat mehrmals nacheinander und unterstützt durch etwas Chilisalpeter soll diese Unkräuter ersticken.

Fiederich und
Ackersenf.

6. Der Sauerampfer (*Rumex Acetosella*). Die Wurzeln dieser Pflanze entwickeln leicht Adventivknospen, weshalb die Pflanze schwer auszurotten ist. Da sie Feuchtigkeitsliebe, so ist Dränierung sowie Zufuhr von Kalk und reiche Düngung behufs Verdrängung angezeigt.

Sauerampfer.

7. Die Distelarten, besonders *Cirsium arvense* auf den Feldern, sind als perennierende, sehr tief wurzelnde Pflanzen schwer zu vertilgen; auch ist ihre Besamung eine sehr reichliche. Beharrliches Ausstechen der jungen Pflanzen, sowie Hackfruchtbau sind Gegenmittel.

Distelarten.

8. Die Ackerrinde, *Convolvulus arvensis*, als kräftige Schlingpflanze ein häßliches Unkraut, besonders in Halmfrüchten, und wegen der sehr tief gehenden unterirdischen Stöcke kaum mechanisch auszurotten. Auch diese Pflanze ist durch wiederholten Hackfruchtbau noch am besten zu vertilgen.

Ackerrinde.

¹⁾ Vergl. Werner in Jähling's landw. Zeitg. 1880, pag. 441.

²⁾ Der Garten 1891, pag. 329.

Gaieblatt.

9. Das Gaieblatt (*Lonicera Periclymenum*); als holzige Schlingpflanze den Stämmen junger Bäume dadurch schädlich, daß sie mit ihrem Stengel eine in spiraliger Richtung gehende feste Umschlingung um die Baumstammchen bildet, infolge des Druckes, den die zunehmende Dicke des Stammes veranlaßt, wodurch die in der Rinde absteigenden Nahrungsstoffe des Baumes am oberen Rande der Einschnürungen aufgestaut und in eine spiralige Bahn gelenkt werden. Der Vorgang ist demjenigen bei der Verwundung der Stämme durch Ringelung (Bd. I, S. 136) durchaus analog, hat hier auch entsprechende Folgen, d. h. es wird der oberhalb des Schlingstengels gelegene Wundrand im Laufe der Zeit immer stärker wulstartig verdickt, während der untere Wundrand im Dickemwachstum zurückbleibt oder wohl auch gänzlich absterben kann.

Berichtigung.

Seite	84	Zeile	5	von unten	ließ	candida	statt	canida.
"	87	"	22	"	oben	"	Pythium	statt Peronospora.
"	92	"	21	"	"	"	Protomyces	statt Peronospora.
"	208	"	4	"	unten	"	Vialae	statt Violae.
"	250	"	22	"	oben	"	Eremothecium	statt Eremothecium.
"	318	"	23	"	"	"	Amygdalearum	statt Amyglalearum.
"	343	"	17	und 18	von oben:	Cercospora	bis Frankreich	sind zu streichen.
"	356	"	7	von oben	ließ	Thrinicia	statt Thrineca.	
"	376	"	6	"	unten	"	derjenige Pilz	statt der junge Pilz.
"	403	"	22	"	oben	"	Rheum	statt Rhemu.
"	413	"	4	"	"	"	teretiuscula	statt teretirscula.
"	424	"	16	"	"	"	Sphaerella	statt Spaerella.
"	427	"	27	"	"	"	ampelina	statt ameplina.
"	428	"	1	"	"	"	Frangulae	statt Fragulae.

R e g i s t e r.

Abelmoschus 268.
 Abies 191 475 488, f. auch Fichte und Tanne.
 Acacia 146 172 185 213 214 264 442.
 Acanthostigma 286.
 Acer 246 261 347 359 377 390 410 411 414 427 439 463 480 482, f. auch Ahorn.
 Aceraceen 347 377 390 414 427.
 Achillea 40 150 214 434 480 530.
 Achlya 35.
 Achlyogeton 42 50.
 Ackerbohne 527 530.
 Ackerjenf 537.
 Ackerwinde 537.
 Acladium 322.
 Aconitum 75 123 141 156 212 341 425.
 Acorus 47 387.
 Acroblastae 75.
 Acrosporium 322.
 Actaea 123 212.
 Actinonema 383; Act. Crataegi 386; Act. Fraxini 386; Act. Lonicerae alpigenae 386; Act. Padi 386; Act. Pirolae 386; Act. Podagrariae 386; Act. Rosae 384; Act. Tiliae 386; Act. Ulmi 386.
 Adenostyles 142 156 157 193 355.
 Adiantum 309.
 Adonis 123 311.
 Adoxa 40 159 354 434.
 Aecidium 134 142 209; Aec. abietinum 190; Aec. Acaciae 214; Aec. Aconiti Napelli 212; Aec. Actaeae 212; Aec. Aesculi 213; Aec. albescentis 159; Aec. allii ursini 167; Aec. Aquilegiae 168; Aec. Ari 167 212;

Aec. asperifolii 165; Aec. Asphodeli 212; Aec. Astragali 213; Aec. Barbaraeae 212; Aec. Behenis 141; Aec. Berberidis 162; Aec. Bermudianum 211; Aec. bifrons 141; Aec. Bunii 156; Aec. carneum 213; Aec. Centaureae 170; Aec. Circaeae 213; Aec. Cirsii 169; Aec. Clematidis 203 213; Aec. columnare 206; Aec. Compositarum 159 214; Aec. conorum Piceae 211; Aec. Convallariae 167 211; Aec. corruscans 211; Aec. Cyani 214; Aec. Dracunculi 214; Aec. elatinum 209; Aec. Epilobii 158; Aec. esculentum 213; Aec. Euphorbiae 145 212; Aec. Euphorbiae sylvaticae 207; Aec. Falcariae 156; Aec. Ficariae 145; Aec. Foeniculi 213; Aec. Fraxini 214; Aec. Glaucis 145; Aec. Grossulariae 156 213; Aec. Hepaticae 212; Aec. Hippuridis 145 213; Aec. Homogynes 214; Aec. Jacobaeae 170; Aec. Jasmini 168; Aec. Isopyri 213; Aec. leguminosarum 144; Aec. Leucanthemi 214; Aec. Leucoji 212; Aec. leucospermum 155; Aec. Ligustri 214; Aec. Linosyridis 214; Aec. lobatum 212; Aec. Lysimachiae 214; Aec. Magelhaenicum 212; Aec. Mei Mutellinae 213; Aec. Melampyri 214; Aec. Mespili 183; Aec. Muscari 212; Aec. myricatum 212; Aec. Nasturtii 212; Aec. Nymphoides 170 214; Aec. Orchidearum 168; Aec. Osyridis 212; Aec. pallidum 213; Aec. Parnassiae 213; Aec. Pastina-

- cae 213; Aec. Pedicularis 214; Aec. Periclymeni 168; Aec. Phillyreae 214; Aecidium Pini 193; Aec. Plantaginis 214; Aec. Prenanthes 160; Aec. Prunellae 214; Aec. Ptarmicae 214; Aec. punctum 212; Aec. Ranunculacearum 145 212; Aec. Rhamni 166; Aec. rumicis 167; Aec. Salicorniae 143; Aec. Sambuci 214; Aec. Scabiosae 214; Aec. Schweinfurthii 213; Aec. Senecionis crispata 214; Aec. Serratulae 214; Aec. Seseli 213; Aec. Sili latifolii 145 213; Aec. Sommerfelti 212; Aec. strobilinum 211; Aec. Thalietri flavi 212; Aec. Thalietri foetidi 213; Aec. Thymi 156; Aec. Tussilaginis 168; Aec. urticae 169; Aec. violae 157; Aec. zonale 145.
- Aegilops 113.
- Aegopodium 74 92 151 215 386 429 456.
- Äpfel 406 410.
- Äpfel, Bitterfäule der 379; Ä. Mostflecke der 323.
- Aesculus 213 261 276 310 390 463.
- Aethusa 153.
- Agaricinen der Herrenringe 240.
- Agaricus melleus 236 364.
- Agave 19 437.
- Agrimonia 79 208.
- Agrostemma 80 148 246 374.
- Agrostis 119 161 168 458 459 468.
- Ähorn 70 276 319 367 461, f. auch Acer.
- Ailanthus 347 392.
- Aira 113 128 165 455.
- Ajuga 353 396 520.
- Albigo 258.
- Alchemilla 79 141 260 349.
- Alectorolophus 75 195.
- Äleppofießer, Bakteriennoten der 28.
- Älgen, Krankheiten der 33.
- Älgen, parasitische 520.
- Alisma 48 130 341 387 421 485.
- Älismaceen 341 387 421.
- Älfalijulide 257.
- Allium 77 122 140 141 152 157 167 215 280 310 317 320 408 421 505 518, f. auch Zwiebel.
- Alnus 243 244 262 264 265 285 310 341 372 387 409 410 422 441 454 463, f. auch Erle.
- Alocasia 371.
- Aloe 387 422.
- Alopecurus 48 122 168 339 356 420 468.
- Älpenrosen, Rußtau der 280.
- Alternaria 291 319.
- Althaea 147 348 391 414 425 426.
- Athamanta 158.
- Alveolaria 186.
- Alyssum 76.
- Amak Krapak 340.
- Ämaranthaceen 344 388.
- Amaranthus 86 389.
- Ämaryllidaceen 4-2.
- Ämelanchier 182 183 184.
- Ämmunialalische Kupferlösung 11.
- Ammophila 412.
- Ämöben 12.
- Amorpha 171.
- Ampelomyces 266.
- Ampelopsis 261 276 347 377.
- Ämygdalaceen 349 379 394 415 430 441.
- Amygdalus 153.
- Amylobacter 21 25.
- Äniacardiaceen 311 347 377 392 426.
- Anagallis 79 81 432.
- Anchusa 165.
- Ancylistes 42.
- Andromeda 215 217 285 483.
- Andropogon 112 119 152 412 421 455 468 474.
- Androsace 79 82 313.
- Anemone 75 123 149 151 155 192 212 424 508.
- Anethum 153 414.
- Angelica 158 264 312 326 345 392 456.
- Äniß 74 526.
- Anona 413.
- Änonaceen 413.
- Antennaria arctica 282; Ant. cytophila 281; Ant. elaeophila 281; Ant. pinophila 279; Ant. semiovata 280.
- Anthemis 80.
- Äntheridien 51.
- Anthocereis 62.
- Anthoxanthum 152 339 468 526.
- Änthracoße 374.
- Anthriscus 74 153 158 264 429.
- Anthyllis 141 313 350 416 431.
- Antirrhinum 79.
- Antithamnion 35.
- Apargia 260.
- Apera 119.
- Äpfelbaum 181 182 183 234 259 260 268 270 313 323 349 393 394 408 409 411 436 439 461, f. auch Pyrus.
- Äpfelfrost 183.

- Aphanomyces 50.
 Aphelidium 14.
 Apiosporium 277 279; Ap. Centaurii 282; Ap. Plantaginis 281.
 Apium 345.
 Apocynaceen 352 395 416 432.
 Apocynum 432.
 Aposeris 93 214.
 Aprifose 276 362 379 394 406 430.
 Aquilegia 168 264 413 425.
 Arabis 85 150 425.
 Arachis 170 351 489.
 Aralia 329.
 Arabiaceen 312 378 392 414 429
 Araucaria 276.
 Aracutus 395 416 432 442.
 Arcuthobium 532.
 Archangelica 153 314 326 456.
 Archostaphylos 205 383.
 Arenaria 80 148 310 317.
 Aristolochia 158 348 410 414 428.
 Aristolochiaceen 348 414 428.
 Arnica 314 397 434.
 Arnioideen 371 387 421.
 Aronia 183.
 Aronicum 397.
 Arrhenatherum 109 113 119 122 144 166 168 386.
 Artemisia 150 160 214 264 355 434.
 Artichoke 75.
 Artotrogus hydnosporus 59.
 Arum 93 114 212 215 421 520.
 Arundo 167 168 420.
 Asarum 151 428.
 Aschenkrankheit 276.
 Asci 241.
 Asclepiadaceen 352 395 432.
 Asclepias 390.
 Ascochyta 412; Asc. althacina 414; Asc. ampelina 414; Asc. anethicola 414; Asc. Aquilegiae 413; Asc. arenaria 414; Asc. Aristolochiae 414; Asc. Armoraciae 413; Asc. Atriplicis 413; Asc. bacilligera 416; Asc. Betae 413; Asc. Bolthauseri 416; Asc. bombycina 414; Asc. Brassicae 413; Asc. Bupleuri 414; Asc. Buxina 414; Asc. calamagrostidis 412; Asc. Calycanthi 414; Asc. Calystegiae 416; Asc. Camelliae 414; Asc. carpineae 413; Asc. Cherimoliae 413; Asc. Chlorae 416; Asc. chlorospora 415; Asc. Citri 414; Asc. clematidina 413; Asc. colorata 415; Asc. cornicola 414; Asc. Coryli 413; Asc. Crataegi 415; Asc. Cucumeris 417; Asc. Daturae 416; Asc. decipiens 413; Asc. Dianthi 413; Asc. Digitalis 416; Asc. Drabae 413; Asc. Elaeagni 414; Asc. Elaterii 417; Asc. Ellisii 414; Asc. Emeri 416; Asc. Erythronii 413; Asc. Fagopyri 413; Asc. Feullea-boisiana 415; Asc. Fragariae 415; Asc. Garryae 414; Asc. graminicola 412; Asc. Pellebori 413; Asc. Hesperidearum 414; Asc. heterophragmia 414; Asc. Hyperici 414; Asc. Iridis 413; Asc. Ischaemi 412; Asc. Lactueae 417; Asc. lacustris 413; Asc. Lamiorum 417; Asc. Lantanae 417; Asc. Lathyri 415; Asc. leguminum 415; Asc. Ligustri 416; Asc. ligustrina 416; Asc. Lycopersici 416; Asc. maculans 414; Asc. malvicola 414; Asc. Mespili 415; Asc. metulisporea 416; Asc. Nico-tianae 416; Asc. Nymphaeae 413; Asc. obduces 415; Asc. Oleandri 416; Asc. Oini 416; Asc. Orobi 415; Asc. Oryzae 412; Asc. Paliuri 414; Asc. Pallor 393; Asc. PAPA-veris 414; Asc. parasitica 414; Asc. Parietariae 413; Asc. Paulowniae 416; Asc. perforans 412; Asc. Periclymeni 417; Asc. Petuniae 416; Asc. Phaseolorum 415; Asc. Philadelphi 414; Asc. phomoides 414; Asc. physalina 416; Asc. piricola 415; Asc. Pisi 415; Asc. Plantaginis 417; Asc. populina 413; Asc. Potentillarum 415; Asc. Primulae 416; Asc. Puiggarii 414; Asc. Quercus 413; Asc. Robiniae 416; Asc. rosicola 415; Asc. rufo-maculans 376; Asc. salicicola 413; Asc. Sambuci 417; Asc. Saponariae 413; Asc. sarmenticia 417; Asc. Scabiosae 417; Asc. Senecionis 417; Asc. Siliquastri 416; Asc. socia 416; Asc. Sorghi 412; Asc. sorghina 412; Asc. Symphoricarpi 417; Asc. tennerrima 417; Asc. teretiuscula 413; Asc. Thlaspeos 413; Asc. Tini 417; Asc. Tremusae 413; Asc. Trollii 413; Asc. ulmella 413; Asc. Uredonis 416; Asc. Verbasci 416; Asc. verbascina 416; Asc. Viburni 417; Asc. Viciae 415; Asc. vicicola 415; Asc. Violae 414; Asc. Vitellinae 413; Asc. Vulnerariae 416; Asc. Weigeliae 417; Asc. zeina 412.

- Ascomyces 242; Ascom. Betulae 244;
 Ascom. rubro-brunnea 246; Ascom.
 bullatus 246; Ascom. coerulescens
 246; Ascom. deformans 246; As-
 com. lethifera 246; Ascom. Tos-
 quinetii 243.
 Ascomyceten 241.
 Ascospora Beyernickii 363.
 Ascoporen 241.
 Asperifoliaceen 120 396 433.
 Asperuost 200.
 Asperugo 81.
 Asperula 81 155 159 434 479.
 Asphodelus 152 212 421.
 Aspidium 250 309.
 Asplenium 309.
 Aster 130 150 170 411 506.
 Asterina 277.
 Asteroma 407; Ast. Alchemillae 284;
 Ast. Alliariae 408; Ast. Arassicae
 407; Ast. Dianthi 408; Ast. Fu-
 ckelii 408; Ast. geographicum 408;
 Ast. impressum 408; Ast. Mispili
 408; Ast. Padi 386; Ast. Prunellae
 408; Ast. punctiforme 408; Ast.
 radiatum 408; Ast. radiosum 384;
 Ast. Rubi 408; Ast. Solidaginis
 408; Ast. Ulmi 408; Ast. Veroni-
 cae 278.
 Astragalus 125 141 142 213 262 395
 431.
 Atrogene 149 151.
 Astantia 151 345 485.
 Atriplex 47 78 344 388 413 424, f.
 auch Melbe.
 Aucuba 429.
 Aurantiaceen 311 348 378 390 414 426.
 Aureobasidium 218.
 Auszehrung 8.
 Autöcisch 135.
 Avena 109 339 468, f. auch Hafer.
 Azalea 351 531.
 Azuria 11.
 Bacillus 19; B. caulivorus 30; B.
 Sorghi 30.
 Bacterium 19 26; B. Gummi 29; B.
 merismopedioides 21; B. Navicula
 21; B. Termo 30 31.
 Bakterien 19.
 Bakterienknoten der Meppotiefer 28;
 B. des Nelbaums 27.
 Bakterienkrankheit der Weintrauben 29.
 Bakteriose 20; B. der Rüben 32.
 Ballota 313 353.
 Balsamina 186 427.
 Balsaminaceen 260 347 427.
 Balsamineen, Stengelfäule der 513.
 Bangia 55.
 Banksia 442.
 Barbarea 212.
 Bartsia 74 353 383.
 Basidiophora entospora 74.
 Basidium 216.
 Bastardflee 517.
 Batatas 407.
 Batate 396 518.
 Bauhinia 185.
 Baumfräse 521.
 Baumräude 521.
 Baumstchwämme 220.
 Baumwollenpflanze 321 328 348 391.
 Begonia 506.
 Beizen des Saatgutes 102.
 Bellidiastrum 157.
 Bellis 214 355 435.
 Beloniella 486.
 Berberidaceen 311 342 374 389 425.
 Berberis 170 212 305 311 342 374
 389 411 425 437, f. auch Berberize.
 Berberize 161 262, f. auch Berberis.
 Berteroa 76 85 525.
 Beprißung 10.
 Beta 88 388 413 501, f. auch Rübe,
 Runkelrübe, Zuckerrübe.
 Betula 244 245 262 372 387 422 454
 456, f. auch Birke.
 Betulaceen 310 372 387 413 422.
 Betonica 116 151 353.
 Beulenbrand 110.
 Bidens 435.
 Bignoniaceen 396 433.
 Birke 39 233 260 261 270.
 Birkenrost 203.
 Birkenstchwamm 233.
 Birnbaum 29 182 230 246 260 325
 327 393 394 408 409 415 430 439
 442, f. auch Pyrus.
 Birnbäume, Bitterrost der 180.
 Bitterfäule der Apfel 379.
 Bitterrost 362.
 Bivonella 465.
 black Knot 288.
 Black-rot 403.
 Blanc des racines 363.
 Blanquet 363.
 Blattbräune 327.
 Blattfallkrankheit des Weinstocks 71.
 Blattfleckenkrankheiten 370 386 412 417
 484.
 Blattfleckenkrankheit des Klee 484.
 Blattföhl 17.
 Blattseuche der Süßkirschen 448.

- Blumenkohl 17.
 Böhmeria 423.
 Bohne 367 431, f. auch Phaseolus.
 Bohnenhülften, Fleckenkrankheit der 380.
 Bohnenrost 144.
 Boraginaceen 263 353.
 Borago 129 165.
 Bordeaux-Mischung 10.
 Bordelaiser Brähe 10.
 Bostrichonema alpestre 343; B. modestum 349; B. ochraceum 354.
 Botryosphaeria morbosa 288.
 Botrytis acinorum 502; B. cana 497 504; B. cinerea 491 497 501; B. corolligena 506; B. Douglasii 506; B. elegans 506; B. furcata 497; B. parasitica 76 506; B. plebeja 497; B. vulgaris 497.
 Bouillie bordelaise 10.
 Brabejum 392.
 Brachypodium 119 152 166 412 419 420 459 468.
 Brachysporium 320.
 Bräune der Erfen 282.
 Bräune der Runkelrübenblätter 298
 Brand der Kiefer 194.
 Bränd, geschlossener 117.
 Brandkrankheiten 94.
 Brandpilze 94.
 Brand, schwarzer am Hopfen 270.
 Brassica 17 85 146 264 342 374 389 410 501, f. auch Kohl u. Rapz.
 Bremia 75.
 Brenner 374.
 Brenneffel 526.
 Briza 119.
 Brombeere 430, f. auch Rubus.
 Brombeersträucher, Rost der 175.
 Bromus 112 119 164 167 309 419 420 455 468.
 Brunchorstia 435.
 Brusone 297.
 Bryonia 276 355.
 Bryopogon 521.
 Bryopsis 35.
 Buche 70 234 260 367, f. auch Fagus.
 Buchenfotyledonenkrankheit 69.
 Buchenrost 204.
 Buchsbaum 276 465, f. auch Buxus.
 Buchweizen 398 413 493, f. auch Polygonum.
 Buphthalmum 145.
 Bupleurum 158 345 392 414 429.
 Butomus 47 48 130.
 Buttersäurepilz 21.
 Buraceen 311 377 392 414 427.
 Buxus 148 311 377 392 410 414 427 456, f. auch Buchsbaum.
 Byssothecium circinans 515.
 Cacalia 157 193.
 Cactaceen 378 392.
 Caeoma 214; C. Abietis pectinatae 215; C. Aegopodii 215; C. Allii ursini 215; C. Ari 215; C. Cassandrae 215; C. Chelidonii 215; C. Empetri 190; C. Evonymi 200; C. Fumariae 215; C. Galanthi 215; C. Laricis 203 204; C. Ligustri 215; C. Lilii 141; C. Lychnidearum 141; C. Mercurialis 203; C. Moroti 215; C. Orchidis 200; C. pinitorquum 201; C. Ribesii 200; C. Saxifragae 199; C. segetum 109; C. Statices 144.
 Calamagrostis 112 119 165 340 357 412 420 512.
 Calamintha 79 158.
 Calceolaria 506.
 Calendula 130 355.
 Calla 421.
 Calluna 279 526.
 Calocladia 262.
 Calonectria pyrochroa 373.
 Calospora Vanillae 371.
 Caltha 158 264 342 485.
 Calycanthaceen 414 430.
 Calycanthus 414 430.
 Calyptospora 206.
 Calystegia 264 396 416.
 Camarosporium 443.
 Camelina 88.
 Camellia 277 321 390 414 439 441 520.
 Campanula 151 155 192 354 383 397 434 457 536.
 Campanulaceen 354 383 397 434.
 Cannabinaceen 310.
 Cannabis 388, f. auch Hanf.
 Capnodium 270.
 Capnodium salicinum 270.
 Capparidaceen 342 374 390 425.
 Capparidaceen 342 374 390 425 439 443.
 Caprifoliaceen 313 354 383 397 417 434.
 Capsella 76 84 264.
 Capsicum 29 329.
 Caragana 395.
 Cardamine 76 85 150 215 425.
 Carduus 116 159 170 355 526.
 Carex 113 119 120 123 125 128 152 169 170 386 421 436 455.
 Carex-Halme, Sclerotienkrankheit der 508.

- Carica* 343.
Carlina Oxalidis 311.
Carlina 355.
Carolo del riso 297.
Carpinus 246 277 372 387 413 453
 454, f. auch *Hainbuche*
Carthamus 155.
Carum 48 92 156.
Carya 262 392.
Caryophyllaceen 39 148 310 344 374
 389 413 424.
Cassia 185 351.
Castanea 310 359 372 388 410 423
 442 532 533.
Catabrosa 128.
Catalpa 353 396 433.
Caulophyllum 342.
Cecidien 9.
Celastraceen 311 346 377 391 426.
Celastrus 260.
Celosia 388.
Celtideen 373.
Celtis 245 262 281 341 359 373 388.
Centaurea 156 154 159 169 170 214
 263 356 435.
Centranthus 355 434.
Cephalanthus 353 434.
Cephalaria 397 434.
Ceranium 35
Cerastium 80 115 124 148 206 331
 344 424 485 526.
Ceratonia 313 395 432.
Ceratophorum 318.
Cercis 395 416 432 442.
Cercospora 332 336; *C. acerina* 318;
C. afflata 347; *C. albidomaculans*
 347; *C. Alismatis* 341; *C. althacina*
 348; *C. Ampelopsidis* 347; *C. angu-*
lata 348; *C. Antipus* 354; *C. Apii*
 345; *C. Ariae* 349; *C. Armoraciae*
 342; *C. Asparagi* 340; *C. Bartho-*
lomei 347; *C. Belyncckii* 352; *C.*
Bizzozzerianum 342; *C. Bloxami* 342;
C. Bolleana 341; *C. brevipes* 350;
C. Brunkii 348; *C. Bupleuri* 345;
C. Calendulae 355; *C. Calthae* 342;
C. Campi Silii 347; *C. cana* 355;
C. canescens 351; *C. Capparidis*
 342; *C. Caricae* 343; *C. Carlinae*
 355; *C. Catalpae* 353; *C. caulicola*
 340; *C. Caulophylli* 342; *C. Cepha-*
lanthi 353; *C. cerasella* 349; *C.*
Cheiranthi 342; *C. Chenopodii* 344;
C. Cinchonae 354; *C. circumscissa*
 349; *C. Cistinearum* 343; *C. clado-*
sporioides 352; *C. Cleomis* 342; *C.*
coffeicola 354; *C. concentrica* 340;
C. concors 352; *C. condensata* 351;
C. consobrina 349; *C. Coronillae*
 350; *C. crassa* 352; *C. Daturae*
 352; *C. Davisii* 350; *C. depazeoides*
 354; *C. Deutziae* 348; *C. Dulca-*
marae 352; *C. Elaterii* 354; *C.*
elongata 355; *C. Epilobii* 348; *C.*
Evonymi 346; *C. Fabae* 350; *C.*
ferruginea 355; *C. filispora* 351;
C. Fraxini 352; *C. fulvescens* 355;
C. fumosa 348; *C. Galii* 353; *C.*
glandulosa 347; *C. gomphrenicola*
 344; *C. gossypina* 348; *C. helvola*
 350; *C. Jacquini* 355; *C. Impa-*
tientis 347; *C. Ji* 343; *C. Köpkei*
 340; *C. Lepidii* 342; *C. Lilacis* 351;
C. Liriodendri 342; *C. longispora*
 351; *C. Lupini* 351; *C. Lythri* 348;
C. Majanthemi 340; *C. Mali* 349;
D. Malvarum 348; *C. marginalis*
 345; *C. Medicaginis* 350; *C. Meli-*
loti 350; *C. Mercurialis* 347; *C.*
microsora 348; *C. montana* 348; *C.*
moricola 341; *C. Myrti* 348; *C.*
Nasturtii 342; *C. nebulosa* 348; *C.*
neriella 352; *C. nigrescens* 352;
C. ochracea 354; *C. olivacea* 351;
C. olivascens 348 351; *C. Ompha-*
lodes 352; *C. Paridis* 340; *C. peni-*
cillata 354; *C. Pentstemonis* 353;
C. persica 349; *C. personata* 351;
C. phaseolina 351; *C. Phaseolorum*
 351; *C. Phyteumatis* 354; *C. Plan-*
taginis 352; *C. plantanicola* 341;
C. populina 341; *C. Primulae* 351;
C. Pteleae 347; *C. pulvinata* 341;
C. radiata 350; *C. Ranunculi* 341;
C. Resedae 342; *C. Rhamni* 346;
C. rosicola 349; *C. Rubi* 349; *C.*
rubrocincta 349; *C. salicina* 341;
C. Sanguinariae 342; *C. scandens*
 340; *C. simulata* 351; *C. smilacina*
 340; *C. solanacea* 352; *C. Solani*
 352; *C. solanicola* 352; *C. Sorghi*
 340; *C. Spiraeae* 349; *C. squali-*
dula 341; *C. Symphoricarpi* 354;
C. tineae 354; *C. tomenticola* 349;
C. Toxiodendri 347; *C. Tropaeoli*
 347; *C. truncata* 347; *C. unicolor*
 342; *C. varia* 354; *C. varicolor*
 342; *C. Viciae* 350; *C. Violae* 343;
C. Violae silvaticae 343; *C. Violae*
tricoloris 343; *C. vitis* 346; *C. Vul-*
piniae 347; *C. zebrina* 350; *C. zo-*
nata 350.

- Cercospora* 337; *C. beticola* 344;
C. cana 355; *C. Evonymi* 346; *C.*
hungarica 340; *C. liliicola* 340; *C.*
Oxyriae 344; *C. pantoleuca* 352; *C.*
Pastinacae 345; *C. rhaetica* 345; *C.*
Saxifragae 345; *C. septorioides* 355;
C. Triboutiana 356.
Cereus 378.
Cerinth 192.
Chaerophyllum 151 158 215 392 429
456 536.
Chaetophoma 407; *C. Penzigi* 277;
C. Citri 277.
Chaetophora 45 47.
Chaetostroma Buxi 465.
Chamaerops 437.
Champignon 466.
Champignon blanc 363.
Chanci 466.
Chara 45.
Characeen 14.
Cheiranthus 85 321 342 390 425.
Chelidonium 215 425.
Chenopodiaceen 344 388 413 424.
Chenopodium 47 78 140 344 388 410
424.
Chinabäume, Krebskrankheit der 487.
Chlamydomonas 14 44.
Chlamidosporen 269 271.
Chlora 81 416 520.
Chlorococcum 91.
Chromopyrenomyces 458.
Chroococcus 44.
Chrysanthemum 160 214 268 355 397
435 526 537.
Chrysochytrium 39.
Chrysomyxa 187; *C. abietis* 187; *C.*
albida 189; *C. Empetri* 190; *C. hi-*
malense 191; *C. Ledi* 191; *C. piro-*
lata 189; *C. Rhododendri* 190.
Chrysopogon 168.
Chrysosplenium 79 93 129 148 428.
Chrysospora 171.
Chytridiaceen 33.
Chytridium 35 45 46.
Ciboria Urnula 509.
Cicer 526.
Cichorie 75 501, f. auch *Cichorium*.
Cichorium 159 263 435.
Cicinnobolus 266.
Cicuta 153.
Cilien 5.
Cinchona 354.
Cineraria 75 170 193 268.
Cinnamomum 277.
Cintractia 116.
Circaea 148 198 213 264 393.
Cirsium 38 40 75 86 125 126 150
154 159 160 169 263 355 397 435
537, f. auch *Distel*.
Cistaceen 343 374 390.
Cistus 390.
Citrus 276 277 311 314 315 321 348
378 390 406 414 426 441 443 533.
Cladochytrium 46 47 48.
Cladophora 14 34 42 45 50 90.
Cladosporium 272 299 302 315; *C.*
ampelinum 346; *C. bacilligerum*
341; *C. carpophilum* 315; *C. con-*
dylonema 315; *C. cucumerinum*
316; *C. dendriticum* 323; *C. de-*
pressum 326 345; *C. elegans* 315;
C. fasciculare 297 315; *C. fulvum*
316; *C. Fumago* 272; *C. herbarum*
291 292; *C. Hordei* 315; *C. juglan-*
dinum 315; *C. Lycopersici* 316; *C.*
Paeoniae 315; *C. pestis* 346; *C.*
polymorphum 325; *C. punctiforme*
316; *C. Rhois* 315; *C. Rösleri* 346;
C. velutinum 315; *C. viticolum* 346.
Cladostephus 35.
Clarkia 70.
Clasterosporium 318; *C. Amygdalea-*
rum 318; *C. putrefaciens* 299.
Clavaria 241; *C. Clavus* 473.
Claviceps microcephala 474; *C. nigri-*
cans 474; *C. purpurea* 467; *C. pu-*
silla 474; *C. setulosa* 474; *C. Wil-*
soni 474.
Clematis 203 213 264 341 389 413
424.
Cleome 70 342.
Clinopodium 158.
Closterium 42 43.
Clostridium 19 21 25.
Clubbing 15.
Club-Root 15.
Cnidium 48 153.
Cocculus 389.
Cochlearia 342.
Cocos 208 387.
Coffea 313, f. auch *Raffeebaum*.
Colchicum 122 340 408 422 537.
Coleochaete 14 44 46.
Coleopuccinia 184.
Coleosporium 192; *C. Campanulacea-*
rum 192; *C. Cerinthes* 192; *C.*
Euphrasiae 192; *C. Ledi* 191; *C.*
Pulsatillae 192; *C. Rhinanthacea-*
rum 192; *C. Senecionis* 193; *C.*
Sonchi 193; *C. Synantherarum* 193.

- Coleroa 284.
 Colletotrichum 328.
 Colpodella 14.
 Colocasia 81.
 Colutea 268.
 Comarum 131 306 429.
 Commelynaceen 340.
 Completozia 90.
 Compositen 39 86 159 260 263 314
 355 383 397 417 434.
 Conferva 44.
 Conferaceen 13.
 Conidien 269.
 Conidienformen 283.
 Conidienträger 252.
 Coniothecium 272.
 Coniothyrium 437.
 Conium 74 153.
 Convallaria 122 167 211 310 421 456
 505.
 Convolvulaceen 264 313 396 416 432.
 Convolvulus 125 158 264 313 432
 537.
 Conyza 530.
 Cordalia 120.
 Cordyline 387.
 Coriandrum 526.
 Coriaria 427.
 Coriariaceen 427.
 Cornaceen 312 345 392 414 429.
 Cornus 260 264 276 277 280 310 312
 317 345 392 414 429 439.
 Coronilla 350 416 431.
 Corrigiola 148.
 Corticium 236; C. amorphum 486.
 Corydalis 77 81 123 129 215.
 Corylus 262 276 305 372 387 410
 413 422 453, f. auch Hasel.
 Coryneum 362 443.
 Corypha 441.
 Cotoneaster 183 327.
 Craffulaceen 392 428.
 Crataegus 181 182 183 184 247 281
 328 359 386 393 415 430 442 443.
 Crepis 38 75 159 160 260.
 Crocus 139.
 Cronartium 185; C. asclepiadeum 195.
 Croton 520.
 Crucianella 150.
 Cruciferen 17 39 264 311 342 374
 389 413 425.
 Cryptodiscus lichenicola 464.
 Cryptomyces 483.
 Cryptopyrenomyces 289.
 Cryptosporium 411.
 Cryptostictis Cynosbati 440.
 Cucubalus 140.
 Cucurbitaceen 260 354 383 397 417
 434.
 Cucurbitaria 287; C. morbosa 288.
 Cupressus 184.
 Cupuliferen 310 372 387 413 422.
 Cuscuta 523.
 Cycadeen 371 386.
 Cycas 386 407 410.
 Cyclamen 432.
 Cycloconium oleaginum 281.
 Cydonia 182 183 268 349 379 430
 511.
 Cylindrospermium 14.
 Cylindrospora 337; C. Colchici 340;
 C. crassiuscula 341; C. evanida
 351; C. nivea 352.
 Cylindrosporium 337; C. Brassicae
 342; C. circinans 342; C. Filipen-
 dulae 349; C. Fraxini 352; C.
 Glycyrrhizae 350; C. inconspicuum
 340; C. Iridis 341; C. microsper-
 mium 345; C. minus 352; C. Oxa-
 lidis 347; C. Padi 350; C. Phaseoli
 351; C. Pimpinellae 345; C. Pruni-
 Cerasi 349; C. rhabdosporium 352;
 C. saccharinum 347; C. Saponariae
 345; S. Scrofulariae 353; C. septa-
 tum 345; C. Tradescantiae 340; C.
 veratrinum 340; C. viridis 352.
 Cynanchum 185 195 352 395 432.
 Cynara 356 397 435.
 Cynodon 152 420 455.
 Cynoglossum 165.
 Cyperaceen 371 386 413 421.
 Cyperus 117 131.
 Cystopus 82; C. Bliti 86; C. candidus
 84; C. Capparis 86; C. cubicus
 86; C. Lepigoni 86; C. Portulacae
 86; C. spinulosus 86; C. Tragopo-
 gonis 86.
 Cystosiphon 90.
 Cytispora 371.
 Cytisus 79 139 141 281 288 313 318
 380 395 415 431 437.
 Dactylis 48 119 128 144 161 166 264
 308 309 339 455 459 468 512.
 Daedalea 233.
 Dahlia 397.
 Daphne 312 378 393 428.
 Dasyscypha 486.
 Dattelpalme 114 127.
 Datura 321 352 416 493.
 Daucus 311 345, f. auch Mohrrübe.
 Dauer sporen 13 36.
 Delphinium 129 264 389 425.

Dematium pullulans 291.
 Dematophora 363; D. glomerata 366.
 Dendrobium 372.
 Dendrophoma valispora 406.
 Dendryphium 320; D. Passerinianum 347.
 Dentaria 150 408.
 Depazea 398; D. areolata 493; D. betaecola 344; D. Brassicae 304.
 Desmidiaceen 13 34 44.
 Deutzia 348 392 428.
 Dianthus 80 115 124 140 146 148 389 408 413 424, f. auch Nelke.
 Diatomaceen 13 14 36 42 44.
 Dichtsaaten 534.
 Dictamnus 426.
 Didymaria 336.
 Didymosphaeria 305.
 Diervilla 354 434.
 Digitalis 79 353 397 416 433.
 Dilophia 307.
 Dilophospora graminis 307.
 Dimerosporium 277 278.
 Dinkel 398.
 Diorchidium 171.
 Dioscorea 387.
 Dioscoreaceen 340 387 422.
 Diplococcus 29.
 Diplodia 438; D. Cytisi 288.
 Diplophysalis 14.
 Diplotaxis 76 85 305.
 Dipjaceen 264 355 397 417 434.
 Dipsacus 80 264 311 355 434.
 Discomycetes 474.
 Discosia 409.
 Distel 537, f. auch Cirsium.
 Doassansia 130.
 Donnerbejen 245.
 Doronicum 150 214 355 435.
 Dothidea 130; D. alnea 409; D. betulina 456; D. Chaetomium 284; D. fulva 447; D. Geranii 305; D. graminis 454; D. Heraclei 456; D. Johnstonii 306; D. Juniperi 285; D. Lasiobotrys 280; D. maculaeformis 306; D. Piggottii 458; D. Podagrariae 456; D. Potentillae 284; D. Pteridis 483; D. Ranunculi 485; D. rimosa 457; D. Robertiani 285; D. rubra 445; D. Trifolii 456; D. typhina 459; D. Ulmi 456.
 Dothideaceae 454.
 Dothidella 454; D. Agrostidis 458; D. betulina 456; D. fallax 455; D. frigidia 457; D. Ulmi 456; D. Vaccinii 457.

Draba 76 150 260 413.
 Dracaena 371 387.
 Dryas 39 306 312 314 429.
 Duwok 536.
 Eau célestre 11.
 Eberesche 326 511, f. auch Sorbus.
 Ebereschenschrost 183.
 Ectrogella 36.
 Edelkäule der Trauben 502.
 Eiche 230 231 232 233 234 236 260 270 280 362 367 372 437 461 532, f. auch Quercus.
 Eichenholz, Rebhuhn des 234.
 Eichen-Nistel 532.
 Eichenwurzelstöcke 287.
 Einforn 117.
 Elaeagnaceen 414 428.
 Elaeagnus 414 428.
 Elymus 112 152 171 468.
 Empetraceen 427.
 Empetrum 190 411 427.
 Encephalartus 371.
 Endivie 75.
 Endoconidium 357; E. temulentum 358.
 Endophyllum 207.
 Endophyte Parasiten 3.
 Endosporium 5.
 Enteromyxa 13.
 Entomosporium 327.
 Entophlyctis 44.
 Entorhiza 131.
 Entyloma 127; E. Aschersonii 116; E. bicolor 129; E. Calendulae 130; E. canescens 129; E. caricinum 128; E. Catabrosae 128; E. catenulatum 128; E. Chrysosplenii 129; E. Compositarum 130; E. Corydalis 129; E. crastophyllum 128; E. Ellisii 128; E. Eryngii 129; E. Fischeri 130; E. fuscum 129; E. Glaucii 129; E. Helosciadii 129; E. Hottoniae 131; E. irregulare 128; E. Limosellae 130; E. Linariae 130; E. Lobeliae 130; E. Magnussii 116; E. Matricariae 130; E. Menispermii 129; E. Ossifragi 128; E. Picridis 130; E. Ranunculi 129; E. Rhagadioli 130; E. serotinum 129; E. Thalictri 129; E. Ungerianum 128; E. verruculosum 129; E. Winteri 129.
 Epheu 406 530, f. auch Hedera.
 Epichloë 458.
 Epidochium ambiens 509.

- Epilobium* 70 75 151 158 198 260 281
 306 312 348 378 393 428.
Epimedium 389.
Epipactis 422.
Epiphyte Parasiten 3.
Epithemia 45.
Equisetaceen 418.
Equisetum 74 90 309 418 536.
Eranthis 212 425.
Erbje 80 394 415 431 530, f. auch
Pisum.
Erbseuroß 145.
Erbseu, Schwärze der 297.
Erdbeerblätter, Fleckenkrankheit der 312.
Erdbeeren 268 378 393 429, f. auch
Fragaria.
Erdkrebs 237.
Eremothecium 250.
Erica 268 279 306.
Ericaceen 279 313 351 383 395 416
 432.
Erigeron 74 260 332 355.
Erifen, Bräune der 282; *E.*, *Rußtau*
der 282.
Erineum aureum 245.
Eriophorum 170 371 421 509.
Erle 230 236 260 461, f. auch *Alnus*.
Erodium 79.
Ervum 144 506.
Eryngium 129 158 414 428 530.
Erysimum 76 150 311 390 408 425.
Erysiphe 263; *E. bicornis* 261; *E.*
Cichoracearum 263; *E. clandestina*
 259; *E. comata* 262; *E. communis*
 263; *E. divaricata* 262; *E. Galeop-*
sidis 263; *E. gigantasca* 264; *E.*
graminis 264; *E. guttata* 260; *E. ho-*
losericica 262; *E. lamprocarpa* 263;
E. Linkii 264; *E. Liriodendri* 265;
E. macularis 259; *E. Martii* 264;
E. myrtillina 259; *E. necator* 264;
E. penicillata 262; *E. tortilis* 264;
tridaactyla 259; *E. Umbelliferarum*
 264; *E. vernalis* 264; *E. vitigera*
 264.
Erysipheae 250.
Erysiphella 265.
Erythraea 81 282 396 520. -
Erythronium 141 413 422.
Eſche 39 260 461, f. auch *Fraxinus*.
Eſparjette 489 530.
Eucalyptus 393.
Euchrysomyxa 190.
Eucleospodium 193.
Engelen 13 46.
Eupatoria 434.
Euphorbia 78 81 140 145 146 198 207
 212 264 426 438.
Euphorbiaceen 347 392 426.
Euphragmidium 174.
Euphrasia 75 79 192 260.
Eupuccinia 157.
Eusynchytrium 38.
Euromyces 142.
Evernia 521.
Evonymus 200 262 311 321 346 377
 391 426.
Excipula Ranunculi 485; *E. Sanicu-*
lae 485.
Exoascus aceris 246; *E. Alni* 243;
E. alnitorquus 243; *E. aureus* 245;
E. borealis 244; *E. bullatus* 246;
E. deformans 249; *E. epiphyllus*
 244; *E. flavus* 244; *E. Pruni* 247;
E. turgidus 245; *E. Wiesneri* 249.
Exobasidium 216; *E. Lauri* 218; *E.*
Rhododendri 218; *E. Vaccinii* 217.
Exosporium 5; *E. depazeoides* 354;
E. Rubi 284.
Fabraea 485.
Färberröte 517, f. auch *Rubia*.
Fäule der Kastusstämme 70.
Fäule, naſſe 54; *F.*, *trockene* 54.
Fäulniß der Früchte 502.
Fagus 310 372 422, f. auch *Buche*.
Fakultative Parasiten 3.
Falcaria 156 264.
Falſcher Mehltau 71.
Farne 90 280 309 371 418.
Faulbaum 461.
Faulbrand 117.
Faulweizen 117.
Feige 114.
Fenchel 517 526, f. auch *Foeniculum*.
Ferulago 158.
Festuca 109 119 122 144 152 166 168
 308 419 455 468.
Feuchter Brand der Kartoffelstengel 30.
Feuerbrand 29.
Feuerschwamm 231.
Ficaria 374 425.
Fichte 70 211 222 225 229 235 285
 286 367 410 418 440 463 506, f.
 auch *Abies*.
Fichten, Gelbfucht der 187.
Fichtennadel-Mecidium 190; *F.*-*Bräune*
 477; *F.*, *Gelbflecktigkeit der* 187; *F.*-
Rost 187; *F.*-*Rißenschorf* 477.
Ficus 208 341 388 408 423.
Fimbristylis 117.
Fiegers and toes 15.
Flachs 403, f. auch *Linum*.

- Flachstroß 197.
 Flachseide 527.
 Flechten 464 521.
 Flecke der Maulbeerblätter 29; F. der Syringa 29.
 Fleckenkrankheit der Bohnenhülsen 380; F. der Erdbeerblätter 312; F. der Maulbeerblätter 359.
 Flugbrand 109.
 Foeniculum 213, f. auch Fenchel.
 Forsythia 313 395.
 Fourcroya 437.
 Fragaria 79 82 158 260 349 415 437, f. auch Erdbeere
 Frankonia 170.
 Franzosenkraut 537.
 Fraxinus 214 317 352 383 386 395 416 432, f. auch Esche.
 Fritillaria 141.
 Fruchtfleckenkrankheiten 370.
 Fruchtträger 4.
 Früchte, Fäulnis der 502.
 Frühlingsschneuzkraut 537.
 Frullania 521.
 Fuchsia 428 441.
 Füße, schwarze 34.
 Fumago salicina 270.
 Fumaria 78.
 Fungicide 10.
 Fusariella 320.
 Fusarium 357; F. Betae 358; F. bulbigenum 358; F. Celtidis 359; F. heterosporum 358; F. lagenarium 383; F. maculans 359; F. minutum 358; F. miniatum 358; F. Mori 359; F. Myosotidis 359; F. nervisequum 373; F. pestis 359; F. Platani 373; F. Schribauxii 358; F. spermogoniopsis 360; F. Urtici 358; F. uredinicola 360.
 Fusicladium 323; F. Cerasi 322; F. dendriticum 323; F. depressum 326; F. orbiculatum 326; F. praecox 326; F. pyrinum 325; F. ramulosum 326; F. Sorghi 323; F. tremulae 326.
 Fusicoccum 411.
 Fusidium Adoxae 354; F. candidum 462; F. Geranii 348; F. Juglandis 362; F. Pteridis 483; F. punctiforme 348; F. roseum 341.
 Fusicporium 24 357; F. album 362; F. anthophilum 357; F. concors 352; F. pallidum 362; F. Ricini 359; F. Solani 54; F. Zavianum 357.
 Fusoma triseptatum 340.
 Futterrüben 517.
 Gagea 39 114 139 155.
 Gaisblatt 538, f. auch Lonicera.
 Galanthus 150 215 508.
 Gale 27.
 Galega 350.
 Galeobdolon 321.
 Galeopsis 263 313 396 433.
 Galinsoga 537.
 Galium 40 81 94 149 151 159 205 264 353 433 457 479.
 Gallen 9.
 Garrya 414 423.
 Garryaceen 414 423.
 Gartenfalsch, Krankheit des 75.
 Gelbfledigkeit der Fichtennadeln 187.
 Gelbpfeifiges Holz 236.
 Gelbsucht der Fichten 187.
 Geminella 120 121.
 Gemmen 269 271.
 Generationswechsel 134.
 Genista 141 305 526.
 Gentiana 158 185 351 432 506.
 Gentianaceen 351 396 416 432.
 Georginen, Sclerotienkrankheit der 500.
 Geraniaceen 264 348 377 391 427.
 Geranium 74 79 126 143 150 260 264 284 285 305 348 391 427 518.
 Gerste 109 161 164 309 311 316 339 468, f. auch Hordeum.
 Geschlossener Brand 117.
 Getreide, Honigtau im 470.
 Getreide, Schwärze des 292.
 Getreiderost 161 164 165.
 Geum 260 429.
 Giallume 406.
 Gibbera 289; G. morbosa 288.
 Gibellina 306.
 Gilia 70.
 Gitterrost 177.
 Gitterrost der Birnbäume 180.
 Gitterroste der Kernobstgehölze 176.
 Gladiolus 123 170 422.
 Glaucium 129.
 Glechoma 149 396.
 Gleditschia 351.
 Globularia 149 396 433.
 Globulariaceen 396 433.
 Gloeococcus 45.
 Gloeosporium 370; G. acerinum 377; G. Aceris 377; G. affine 371; G. alneum 372; G. alpinum 383; G. amoenum 378; G. ampelophagum 374; G. Ampelopsidis 377; G. aridum 383; G. arvense 383; G. aterrimum 372; G. Aurantiorum 378; G. Berberi-

dis 374; *G. Betulae* 372; *G. Betularum* 372; *G. betulinum* 372; *G. campestre* 377; *G. Carpini* 372; *G. Castagnei* 372; *G. Celtidis* 373; *G. Cerei* 378; *G. cinctum* 371; *G. citricolum* 378; *G. cladosporioides* 377; *G. concentricum* 374; *G. Coryli* 372; *G. crassipes* 377; *G. curvatum* 378; *G. Cydoniae* 379; *G. Cytisi* 380; *G. cytisporeum* 372; *G. Daphnes* 378; *G. decipiens* 383; *G. Delastrii* 374; *G. Denisonii* 371; *G. depressum* 378; *G. dubium* 372; *G. Encephalarti* 371; *G. epicarpium* 373; *G. Epilobii* 378; *G. exsiccans* 372; *G. Fagi* 372; *G. fagicolum* 372; *G. Ficariae* 374; *G. Fragariae* 378; *G. fraxineum* 383; *G. Fraxini* 383; *G. fructigenum* 379; *G. Fuckelii* 372; *G. gallarum* 372; *G. Haynaldianum* 374; *G. Helicis* 378; *G. Hendersonii* 378; *G. Hesperidearum* 378; *G. hians* 374; *G. hysterioides* 378; *G. intermedium* 378; *G. irregulare* 383; *G. Juglandis* 373; *G. Kalchbrenneri* 383; *G. laeticolor* 379; *G. lagenarium* 383; *G. leptospermum* 371; *G. Lindemuthianum* 380; *G. Liriodendri* 374; *G. Magnoliae* 374; *G. Medicaginis* 380; *G. Meliloti* 380; *G. minutulum* 379; *G. Morianum* 380; *G. Mougeotii* 383; *G. Musarum* 371; *G. necator* 379; *G. nervisequum* 373; *G. nobile* 374; *G. ochroleucum* 372; *G. orbiculare* 383; *G. Orni* 383; *G. ovalisporum* 380; *G. pachybasium* 377; *G. paradoxum* 378; *G. Pelargonii* 377; *G. perexiguum* 372; *G. pestiferum* 377; *G. phacidioides* 374; *G. Phegopteridis* 371; *G. phomoides* 383; *G. Physalosporae* 377; *G. Platani* 373; *G. Populi* 372; *G. Populi albae* 372; *G. Potentillae* 378; *G. pruinatum* 383; *G. prunicolum* 380; *G. Pteridis* 371; *G. punctiforme* 383; *G. quercinum* 372; *G. revolutum* 382; *G. Rhinanthi* 383; *G. Ribis* 378; *G. Robergeri* 372; *G. rufo-maculans* 376; *G. Saccharini* 377; *G. Salicis* 372; *G. Sanguis orbae* 378; *G. Spagazini* 378; *G. Taxi* 371; *G. Thümenii* 371; *G. Tiliae* 378; *G. tinneum* 383; *G. Toxicodendri* 377; *G. Tremulae* 372; *G. Trifolii* 380; *G. truncatum* 383; *G. tubercula-*

rioides 378; *G. valsoideum* 373; *G. Vanilla* 371; *G. venetum* 379; *G. veratrinum* 371; *G. Veronicarum* 383; *G. versicolor* 379; *G. Viola* 374.

Glyceria 47 48 113 419 468 474.

Glycyrrhiza 141 350.

Gnaphalium 116.

Gnomonia 447; *G. amoena* 453; *G. Coryli* 453; *G. erythrostoma* 448; *G. fimbriata* 453; *G. leptostyla* 453; *G. lirelliformis* 454; *G. Ostryae* 453; *G. suspecta* 453; *G. tubiformis* 454.

Gnomoniella amoena 453; *G. Coryli* 453; *G. fimbriata* 453; *G. tubiformis* 454.

Goldblat 76.

Gomphrena 344 389.

Gossypium 426, f. auch Baumwollpflanze.

Gräser 436 454, f. auch Gramineen; *G.*, Kolbenpfl. der 459.

Gramineen 264 307 309 339 371 386 412 418, f. auch Gräser.

Graphiola 127.

Graphis 521.

Graphium 369.

Grasblätter, Sclerotienkrankheit der 511.

Grasrost 161.

Gratiola 433.

Grauer Schimmel 506.

Greeneria fuliginea 362.

Grind 325; *G.* der Kartoffelknollen 18.

Güllich'sche Anbaumethode 63.

Guignardia Bidwillii 404.

Gummosis der Tomaten 28.

Gurke 219 260 316 383 407 417.

Gymnadenia 200.

Gymnoasci 241.

Gymnococcaceae 14.

Gymnococcus 14.

Gymnosporangium 176; *G. bisepitatum* 184; *G. clavariaeforme* 182; *G. clavipes* 184; *G. confusum* 181; *G. conicum* 182; *G. Cunninghamianum* 184; *G. Ellisii* 184; *G. fuscum* 180; *G. globosum* 184; *G. juniperinum* 182; *G. macropus* 184; *G. Nidus avis* 184; *G. Sabinae* 180; *G. tremelloides* 183.

Gynoxis 171.

Gypsophila 124 140.

Gyroceras Celtis 281; *G. Plantaginis* 281.

Hadrotrichum Phragmites 458.

- Hafer 109 161 165 419 468, f. auch
 Avena.
 Haferrost 165.
 Hagenia 464.
 Hahnensporn 467.
 Hainbuche 260 461, f. auch Carpinus.
 Hainsea Vanillae 371.
 Hallimasch 236.
 Hamamelidaceen 345.
 Hamamelis 345.
 Hanbury 15.
 Hanf 423 527, f. auch Cannabis.
 Hanftrieb 499.
 Hanf, Sclerotienkrankheit des 499.
 Hanftod 530.
 Hanfwürmer 530.
 Haplobasidium 322.
 Hardenbergia 268 406.
 Harzstücken 237.
 Harzüberfülle 237.
 Hasel 236 260 439 461, f. auch Co-
 rylus.
 Hedera 312 378 392 414 429, f. auch
 Ephen.
 Heberich 305 537.
 Hedsyarum 141 142.
 Heidelbeeren 217 276, f. auch Vacci-
 nium; H., Sclerotienkrankheit der
 510.
 Heleocharis 48 413 474.
 Helianthemum 77 343 374 390.
 Helianthus 75 160 435 493 534.
 Helichrysium 116.
 Heliophila 86.
 Heliotropium 81.
 Helleborus 81 123 341 389 413 425
 437.
 Helminthosporium 291 316; H. car-
 pophilum 317; H. Cerasorum 317;
 H. echinatum 317; H. fragile 278;
 H. gramineum 294 316; H. hetero-
 nenum 317; H. inconspicuum 317;
 H. nubigenum 317; H. phyllophi-
 lum 317; H. pyrinum 325; H. re-
 ticulatum 317; H. Sarraceniae 317;
 H. sigmoideum 317; H. turcicum
 316; H. vitis 346.
 Helosciadium 129.
 Helotium Willkommii 486.
 Hemichrysomyxa 189.
 Hemicoleosporium 192.
 Hemileia 215.
 Hemipuccinia 151.
 Hemiuromyces 140.
 Hemlockstanne 285.
 Hendersonia 439; H. acericola 439;
 H. Aloides 439; H. Caricis 436;
 H. cornicola 439; H. corylaria 439;
 H. Cynosbati 440; H. Dulcamarae
 440; H. foliicola 439; H. foliorum
 440; H. herpotricha 307; H. Lan-
 tanae 443; H. Lupuli 439; H. Lu-
 zulae 436; H. maculans 439; H.
 Magnoliae 439; H. Mali 439; H.
 Mespili 437; H. notha 439; H. pi-
 ricola 439; H. prominula 436; H.
 Rhododendri 440; H. rupestris 439;
 H. theicola 439; H. Tini 440; H.
 Tormalis 439; H. Typhoidearum
 436; H. ulmifolia 437.
 Hendersonula morbosa 289.
 Hepatica 123 424.
 Heracleum 74 92 158 246 264 345
 429 456.
 Herbstbrenner 346.
 Herbstzeitlose 537, f. auch Colchicum.
 Herniaria 78 148.
 Hernie der Kohlpflanzen 15.
 Herpotrichia 286.
 Herzfäule der Zuckerrüben 399.
 Hesperis 264 342.
 Heterocisch 135.
 Heterosporium 317.
 Herenbesen 244 245 246 249; H. der
 Kirchbäume 249; H. der Weistanne
 209.
 Herenringe, Agaricineen der 240.
 Hibiscus 391 426.
 Hieracium 75 159 263 355 407 435.
 Himbeer-Anthracoze 379.
 Himbeere 259 393 408 430 527, f.
 auch Rubus.
 Himbeersträucher, Rost der 175.
 Himbeerstrauch 268, f. auch Rubus.
 Hippocastanaceen 390 427.
 Hippocrepidium Mespili 281.
 Hippocrepidium Oxyacanthae 281.
 Hippophaë 260 281 428.
 Hippuris 48 145 213.
 Hirse 419 455, f. auch Panicum.
 Hirsebrand 110.
 Hirudinaria Mespili 281; H. Oxyacan-
 thae 281.
 Holes 119 165 308 420 459 526.
 Holosteam 80 115.
 Holz, gelbpfeifiges 236.
 Holzfropf von Populus 438.
 Holz, weißpfeifiges 236.
 Homari 111.
 Homogyne 156 157 214 355.
 Homostegia 458.

- Soniggras 412, f. auch *Holcus*.
 Sonigtau im Getreide 470.
 Hopfen 260 276 310 423 439 526;
 H., Rußtau des 270; *H.*, schwarzer
 Brand am 270.
 Hopfen-Mlee, Sclerotienkrankheit des 513.
 Hordeum 118 421 468, f. auch Gerste.
 Hormidium 35.
 Hormotheca 47.
 Horkflee 529; f. auch *Lotus*.
 Hottonia 131.
 Hoya 406 432.
 Hungerforn 467.
 Hungerzwetschen 247.
 Hutchinsia 150.
 Hyacinthe 315; *H.*, Roß der 506; *H.*,
 Schwärze der 297; *H.*-Zwiebeln, Roß
 der 23.
 Hydnum 233.
 Hydrangea 428.
 Hydrocotyle 428.
 Hydrodictyon 44.
 Hygrophorus 241.
 Hymenomyces 216.
 Hymenula Platani 373.
 Hyoscyamus 82.
 Hypericaceen 264 377 414 426.
 Hypericum 198 264 377 414 426.
 Hypertrophie 9.
 Hypnen 3.
 Hypnum 521.
 Hypochmus 219.
 Hypoderma 477.
 Hypomyces 24 465.
 Hypomyces Solani 54.
 Hypospila 314.
 Hyssopus 268.
 Hysterium 475.
 Jasione 151 192.
 Jasminaceen 432.
 Jasminum 142 168 268 432 438.
 Iberis 18 85.
 Jensen'sches Verfahren 64.
 Ilex 391 426 437 441.
 Jlicineen 391 426.
 Illosporium 464.
 Imbricaria 458 521.
 Impatiens 75 88 153 260 347 427 513.
 Imperatoria 151 345.
 Infektionsversuch 2.
 Infarnatflec 264.
 Inula 193 355 383 435.
 Johannisbeeren 378 428.
 Ipomoea 409.
 Irideen 340 413 422.
 Iris 47 48 152 317 340 413 422 436.
 Isaria 24.
 Isariopsis 331 336; *I. alborosella*
 344; *I. carnea* 350; *I. griseola* 351;
 I. pusilla 344; *I. Stellariae* 345.
 Isopyrum 75 81 172 213.
 Juglandaceen 347 373 392 427.
 Juglans 246 262 315 347 373 426, f.
 auch Nußbaum.
 Juncaceen 310 413 421.
 Juncus 117 123 125 131 145 152 436
 509.
 Juniperus 116 176 180 181 184 211
 285 439 443 486 506 532.
 Jurinea 314.
 Kaffeebaum 278 282 353 411; *K.*,
 Rußtau des 282.
 Kaffeeblattkrankheit 215.
 Kastusstämme, Fäule der 70.
 Kamille 537.
 Kapoustnaja Kila 15.
 Karbolsäure 12.
 Kartoffel 52 219 319 352 367 406
 409 526 527, f. auch *Solanum*; *K.*,
 Knollenfäule der 53; *K.*, Grund der
 18; *K.*, Raßfäule der 21; *K.*, Schorf
 der 18; *K.*, Trockenfäule der *K.*, 21;
 K., Kräuselfrankheit der 300; *K.*,
 Krankheit der 52; *K.*, Krautfäule der
 53; *K.*, Bodenkrankheit der 518; *K.*,
 Schorf der 25; *K.*, Schorf der 25;
 K., Schwarzbeinigkeit der 359; *K.*,
 Sclerotienkrankheit der 500; *K.*,
 Stengelfäule der 359; *K.*-Stengel,
 feuchter Brand der 30; *K.*, Zellen-
 fäule der 53.
 Keimpflanzen, Umfallen der 70 87.
 Keimschlauch 5.
 Keithia 485.
 Kentrosporium purpureum 474.
 Kerbel 74.
 Kernobstgehölze, Gitterroste der 176.
 Kernschale 226.
 Kiefer 70 186 222 225 229 233 367
 410 463 531, f. auch *Pinus*; *K.*,
 Brand der 194; *K.*, Krebs der 194;
 K., Nadelrost der 194; *K.*, Blasen-
 rost der 193; *K.*, Drehrastkrankheit
 201; *K.*, Rinde der 194; *K.*, Rigen-
 schorf 475.
 Kienpest 194.
 Kienzopf 194.
 Kirschbaum 230 259 288 349 362 448,
 f. auch *Prunus*; *K.*, Herenbesen der
 249.
 Kirschen 317 322 430 511.
 Klappenschorf 479.

- Alee 526 527 529, f. auch *Trifolium*;
 A., Blattfleckenkrankheit des 484; A.,
 Krebs des 489; A., Rost des 143;
 A., Schwarzwerden des 456; A.,
 Sclerotienkrankheit des 489; A., Seide
 des 526; A., Teufel des 529; A.,
 Würger des 529.
Knautia 80 82 116 214 264 355.
 Knieholz 475.
 Knoblauch 320.
 Knollenfäule der Kartoffel 53.
Kochia 443.
Koeleria 150 420.
 Kohl 34 76 311 319 403 407, f. auch
Brassica.
 Kohlhernie 15.
 Kohl-Pflanzen, Hernie der 15; A.-
 Pflanzen, Kropf der 15.
 Kohlrabi 17.
 Kolbenpilz der Gräser 459.
Kole roga 282.
 Kompositen, f. Compositen.
 Kopfkohl 17.
 Korbweide 527.
 Kornblume 537.
 Kornbrand 118.
 Kräuselkrankheit der Kartoffeln 300;
 A. des Pflanzbaumes 249.
 Krankheit des Gartensalat 75; A. der
 Algen 33.
 Krautfäule der Kartoffel 53.
 Krebs der Kiefer 194; A. der Weiß-
 tanne 209; A.-Krankheit der China-
 bäume 487.
 Kriebelkrankheit 468.
Kriegeria Eriophori 371.
 Kronenrost 165.
 Kropf der Kohlpflanzen 15.
 Krummholzkiefer 286.
 Kürbis 93 260 319 321 397 406 409
 434, f. auch *Cucurbita*.
 Kupferlösung, ammoniakalische 10; A.-
 Vitriol 10; A.-Vitriol-Kalk-Brühe 10;
 A.-Vitriol-Soda-Mischung 11; A.-
 Vitriol-Speckstein 11.
 Kurzstäbchen 19.
 Labiaten 39 313 353 396 417 433 505.
Labrella Ptarmicae 480.
Lactuca 75 159 160 214 314 417 435
 Gärdie 70 222 225 230 233 506, f.
 auch *Larix*; L.-Krebs 486; L.-Nadel-
 rost 203; L.-Nigenschorf 478.
Laestadia 308; L. *Bidwillii* 404; L.
canificans 309; L. *Cerris* 310; L.
contecta 310; L. *excentrica* 311;
 L. *maculiformis* 314; L. *Oxalidis*
 311; L. *punctoidea* 310; L. *radiata*
 313; L. *Rhododendri* 313; L. *rhy-*
tismoides 312; L. *Rosae* 312; L.
sylvicola 310; L. *sytema solare* 312.
Lagenaria 329 397.
Lagenidium 42.
Lamium 79 263 353 396 417 433.
Lampsana 75 159 160 356.
 Langstäbchen 19.
Lanosa nivalis 516.
Lappa 75 159 169 263 397 435.
Larix 488, f. auch Gärdie.
Laserpitium 153 213 345 392.
Lasiobotrys 280.
Latania 421 437 441.
Lathyrus 40 80 81 125 144 145 241
 263 350 394 415 431 432 483 530.
 Leuchrost 157.
 Lauraceen 342 374 389.
Laurus 218 268 342 374 389 403 441.
Lavandula 433.
Lecanora 521.
Lecidella 521.
 Lederbeeren 322.
Ledum 191 395.
 Leguminosen 313 350 380 415 431.
 Leguminosenrost 141.
 Leindötter 76 84 526.
 Leinrost 197.
Lemna 34 90.
Leontodon 75 159.
Leonurus 353.
Lepidium 70 76 85 88 311 342 425
 493.
Lepigonum 80 86 140.
Leptochrysomyxa 187.
Leptophrys 13.
Leptopuccinia 147.
Leptosphaeria 301; L. *circinans* 515;
 L. *culmifraga* 301; L. *herpotrichoi-*
des 301; L. *Luzilla* 415; L. *Napi*
 303; L. *Pomona* 394; L. *Tritici* 302.
Leptostroma laricinum 478; L. *Pi-*
nastri 476.
Leptothyrium 410; L. *circinans* 372;
 L. *Ptarmicae* 480; L. *Tremula* 372.
Lepturomyces 139.
Leucochytrium 39.
Leucjum 212.
Levisticum 345.
 Levoie 76.
Libanotis 153.
Libertella Equiseti 418.
Libocedrus 184.
Licea strobilina 211.
Ligusticum 429.

- Ligustrum 214 215 277 416 432 516.
 Siliaceen 310 340 371 387 413 421.
 Lilie 315 506, f. auch Lilium.
 Lilium 141 340 387, f. auch Lilie.
 Limnanthemum 214.
 Limosella 130.
 Linaria 79 94 130 250 397 433.
 Linde 270 275 461, f. auch Tilia.
 Linnaea 434 457.
 Linosyris 214.
 Linse 80 530.
 Linum 80 197, f. auch Flachß.
 Liriodendron 265 276 311 342 374 389.
 Listera 168 422.
 Lithospermum 39 81 536.
 Lobelia 130 192 354.
 Lobeliaceen 354.
 Löcherpilz 228.
 Lolium 118 119 122 125 161 165 166 421 468.
 Lonicera 168 260 262 263 276 277 280 305 306 313 314 354 386 397 398 411 417 434 538.
 Lophanthus 149.
 Lophodermium 475.
 Loranthaceen 530.
 Lotus 79 141 350 526, f. auch Hornflee.
 Loupe 27.
 Lucidium 88.
 Lupine 278 506 527 530, f. auch Lupinus.
 Lupinen, Wurzelbräune der 278.
 Lupinus 141 264 351, f. auch Lupine.
 Luzerne 380 394 515 526 527 530, f. auch Medicago.
 Luzernerrost 146.
 Luzula 113 114 123 152 310 410 413 421 436 455.
 Lychnis 115 124 140 148 345 374 424.
 Lycium 263 391.
 Lycopersicum 493.
 Encopodiaceen 90.
 Lycopsis 165.
 Lycopus 263 433.
 Lychnis 115 124 140 148 345 374 424.
 Lysimachia 39 169 214 351 432 442 520 536.
 Sythraceen 348 393 428.
 Sythriaceen 264.
 Lythrum 213 264 348 428.
 Macrophoma acinorum 405; M. flaccida 405; M. reniformis 405; M. viticola 406.
 Macrosporium 291 320; M. heteroneum 317.
 Madia 75.
 Magnolia 374 389 425 439 441.
 Magnoliaceen 311 312 374 389 425.
 Mahonia 163 389 403 425.
 Majanthemum 167 211 340 422.
 Mais 111 152 310 317 412 526; M., Brand des 110; M., Rost des 151.
 Malachium 115 148.
 Mal di cenere 276.
 Maladie-digitaire 15; M. du Pied 307; M. du rond 488.
 Malva 147 348 391 414.
 Malvaceen 348 391 414 425.
 Malven 328.
 Malvenrost 147.
 Mamiana Coryli 453; M. fimbriata 453.
 Mandelbaum 318 367 447.
 Mangobaum 520.
 Marrubium 353.
 Marsonia 370; M. andurnensis 378; M. Betulae 372; M. Campanulae 383; M. Castagnei 372; M. Chamaenerii 378; M. Daphnes 378; M. Delastrii 374; M. Juglandis 373 453; M. Melampyri 383; M. Meliloti 380; M. Myricariae 374; M. Populi 372; M. Potentillae 378; M. Salicis 373; M. Thomasiana 377; M. truncatula 377; M. Violae 374.
 Mastigosporium 356.
 Matricaria 80 130 526.
 Matthiola 425.
 Maulbeerbaum 277, f. auch Morus.
 Maulbeerblätter, Flecke der 29; M., Fleckenkrankheit der 359.
 Medicago 79 146 264 350 410 489, f. auch Luzerne.
 Meerrettig 311 342 413 425 530.
 Mehltau 250; M. des Weinstockes 265; M., falscher 71.
 Mehltaupilze 250.
 Melampsora 196; M. aecidioides 200; M. arctica 200; M. areolata 204; M. Ariae 204; M. betulina 203; M. Caprearum 200; M. Carpini 204; M. Cerasi 204; M. Cerastii 206; M. Circaeae 198; M. congregata 198; M. Epilobii 198; M. Euphorbiae dulcis 198; M. guttata 205; M. Hartigii 200; M. Helioscopiae 198; M. Hypericorum 198; M. lini 197; M. pallida 204; M. Pirolae 205; M. populina 200;

- M. Quercus* 204; *M. repentis* 200;
M. salicina 199; *M. sparsa* 205;
M. Tremulae 200; *M. Vaccinii* 204;
M. vernalis 199.
Melampsorella Caryophyllacearum 206.
Melampyrum 192 195 214 260 383 411.
Melanconium 362; *M. Pandani* 464.
Melandrium 80.
Melanoſe 427.
Melanospora Cannabis 500.
Melanotaenium 94.
Melasmia 411; *M. acerinum* 482; *M. salicinum* 483.
Melſe 537, ſ. auch *Atriplex*.
Melica 420.
Melilotus 79 264 321 350 380 398 431 437 526.
Meliola 276 278.
Melissa 433.
Melissophyllum 396.
Melittis 433.
Melone 354 383 530.
Meniſpermaceen 389.
Menispermum 129 263 389.
Mentha 48 158 353 433.
Menyanthes 48 432.
Mercurialis 40 203 347 392 426.
Mesocarpus 42 45.
Mespilus 181 182 183 259 268 281 327 349 379 393 415 430 437 511, ſ. auch *Riſpel*.
Meum 74 92 172 213.
Micrococcus 19; *Micrococcus amylovorus* 29.
Micropuccinia 150.
Microsphaera 262.
Microstroma 362.
Micruromyces 139.
Milium 119.
Mimulus 433.
Riſpel 408, ſ. auch *Mespilus*; *M.*, *Roſt* der 183.
Riſtel 531.
Mitella 345.
Mittel, pilztötende 10.
Möhre, 517.
Möhrenwerderber 305.
Möhringia 80 148.
Mohn 297 537.
Mohrrübe 74 92 321 501 526 529 530.
Molinia 118 152 168 412 420 468.
Momordica 417.
Monadinen 12.
Monocystaceae 13.
Mondringe 236.
Monilia 360; *M. fructigena* 360 511.
Mooſe 15 285 521 536.
Moraceen 341 388.
Morbo bianco 363.
Morthiera 327.
Morus 208 261 341 388 406, ſ. auch *Baulbeerbaum*.
Mojaiſkrankheit des Tabaks 30.
Mougeotia 42 44.
Mucor stolonifer 503.
Mulgedium 159 160.
Musa 371 407 437.
Muſaceen 371.
Muscari 114 122 139 212 422.
Mutterkorn 467.
Mutterkornpilz 467.
Myceliophthora 466.
Mycelium 4.
Mycococcidien 9.
Mycocytridinae 41.
Mycogone Cerasi 154.
Mycoidae 520.
Myosotis 39 40 81 129 359.
Myosurus 78.
Myrica 82 212 341 388.
Myricaceen 341 388.
Myricaria 158 305 374 390.
Myricariaceen 374 390.
Myrrhis 158.
Myrtaceen 348 392 414 442.
Myrte 320 348.
Myrtus 392.
Myxastrum 13.
Myxocytridinae 33.
Myxosporium dracaenicolum 371.
Myzocyttium 41.
Nadelhölzer 236.
Nährpflanzen 1.
Naevia Calthae 485.
Nagelbrand 109.
Napicladium 321; *N. Soraueri* 325.
Narcissus 150 358 422.
Nardus 468.
Narren 247.
Narthecium 128.
Näſſe Fäule 54.
Näſſefäule der Kartoffelknollen 21.
Nasturtium 84 212 390.
Natron, unterſchwefligſaures 256.
Nebbia 376.
Neckera 521.
Nectria 461; *N. carnea* 464; *N. cinabarina* 462; *N. coccinea* 464; *N. Cucurbitula* 463; *N. ditissima* 461; *N. Fuckelii* 464; *N. lichenicola* 464; *N. Pandani* 463; *N. Rousseliana* 465; *N. Solani* 54.

Nectriella 465; *N. Rousseliana* 465.
 Negundo 390.
 Nelfe 317, f. auch *Dianthus*.
 Nerium 276 352 395 416 432.
 Nesaea 393.
 Nicotiana 82, f. auch *Tabac.*
 Nitella 45 46.
 Nowakowskia 47.
 Nuile 354.
 Nußbaum 230 362, f. auch *Juglans*.
 Nymphaea 131 389 413.
 Nymphaeaceen 389 413.
 Obligate Parasiten 3.
 Obstbäume 231 521 530.
 Obst, Schimmel des 360.
 Oedogoniaceen 44.
 Oedogonien 14.
 Oedogonium 45 50.
 Delbaum 281 395 406 432, f. auch
 Olea; *O.*-Batterienknoten des 27;
 O.-Tuberkulose 27.
 Delbaumsfresser 27.
 Oenothera 38 70 428.
 Oerrag 295.
 Oidium 252 261 262 264 265 268;
 O. fructigenum 360.
Olea 352, f. auch *Delbaum*.
 Oleaceen 313 351 383 395 416 432.
 Olive 277 316.
 Olpidiopsis 35.
 Olpidium 33.
 Onagraceen 39 264 312 348 372 378
 387 393 428.
Onobrychis 143 278 483 526.
Ononis 141 263 517 526.
 Ogonien 51.
Oospora fructigena 360.
 Osypore 51.
Ophiobolus 306.
Opuntia 392.
 Drangenbäume 517, f. auch *Citrus*; *O.*,
 Rußtau der 276.
 Drangenflecke 29.
 Drangenfrüchte, Schwärze der 301.
 Orchideen 93 371 387 422.
Orehis 168 200 422.
Origanum 158.
Ormocarpum 171.
Ornithogalum 122 139 150 155 170
 317 422.
Orobis 144 264 350 394 415 431 528.
Orthotrichum 521.
Oryza 113 119 317 421 437 468, f.
 auch *Weiz*.
 Oscillariaceen 13.
Osmunda 116.

Ostercum 158.
Ostrya 453.
Osyris 212.
Ovularia 336; *O. Alismatis* 341; *O.*
 alpina 349; *O. Asperifolii* 353; *O.*
 Bartsiae 353; *O. Berberidis* 342;
 O. Betonicae 353; *O. Brassicae* 342;
 O. carneola 353; *O. Corcellensis*
 351, *O. decipiens* 341; *O. deusta*
 350; *O. Doronici* 355; *O. duplex*
 353; *O. elliptica* 340; *O. fallax*
 350; *O. farinosa* 353; *O. Inulae*
 355; *O. necans* 349 511; *O. obli-*
 qua 343; *O. primulana* 351; *O. pul-*
 chella 339; *O. pusilla*; 339; *O. rigi-*
 dula 344; *O. rubella* 343; *O. Ser-*
 ratulae 356; *O. sphaeroidea* 350;
 O. Stellariae 345; *O. Syringae* 351.
 Orallidaceen 311 347 392.
Oxalis 311 347 392.
Oxyria 115 141 153 213 344.
Paederota 149.
Paeonia 186 315 342 389 425.
Paipalopsis 121.
Paliurus 414 428.
 Palmen 421.
 Pandaneen, Stammfäule der 463.
Panicum 88 111 112 125 468.
Papaver 78 129 319 320 414 536.
 Papaveraceen 342 390 414 425.
 Papayaceen 343.
 Papilionaceen 39 263 264 278 394
 526.
 Pappel 231 261 270 526 527 531, f.
 auch *Populus*.
 Pappelrost 200.
 Parasiten 1; *P.*, endophyte 3; *P.*, epi-
 phyte 3; *P.*, fakultative 3; *P.*, obli-
 gate 3; *P.*, phanerogame 522.
 Parasitische Algen 520; *P.* Pilze 1.
Parietaria 341 413.
Paris 122 167 211 340 422.
Parmelia 465.
Parnassia 213.
Passalora 336; *P. bacilligera* 341; *P.*
 depressa 456; *P. microsperma* 341;
 P. penicillata 354; *P. polythrincioi-*
 des 345.
Passerina 378.
Pastinaca 213 264 345 428 429.
Pastinac 74, f. auch *Pastinaca*.
Paulownia 397 416 433.
Pavia 390.
 Pear blight 29.
 Pech der Neben 374.

- Pedicularis* 75 170 192 214 353.
Pelargonien oder *Pelargonium* 377 493 506 530.
Pellia 91.
Pellicularia Koleroga 282.
Peltigera 286 464.
Penicillium glaucum 503.
Pennisetum 112.
Pentstemon 353 397.
Pepinos 62.
Peridermium Cornui 195; *P. elatinum* 209; *P. oblongisporum* 195; *P. Pini* 186 193; *P. Stahlianii* 195; *P. Strobili* 186.
Peridineen 13.
Perisporieae 269.
Perisporium Alismatis 130; *P. crocophilum* 399.
Perithecien 252 269 283.
Peronospora 70; *P. affinis* 78; *P. Alsinearum* 80; *P. alta* 82; *P. Anagallidis* 81; *P. Androsaces* 82; *P. Antirrhini* 79; *P. arborescens* 78; *P. Arenariae* 80; *P. Asperuginis* 81; *P. Bulbocapni* 81; *P. Cactorum* 70; *P. calotheca* 81; *P. candida* 79; *P. Chlorae* 81; *P. Chrysosplenii* 79; *P. conglomerata* 79; *P. Corydalis* 77; *P. crispula* 77; *P. Cyparissiae* 81; *P. Cytisi* 79; *P. densa* 75; *P. Dianthi* 80; *P. Dipsaci* 80; *P. effusa* 78; *P. Epilobii* 75; *P. Erodii* 79; *P. Euphorbiae* 78; *P. Ficariae* 78; *P. Fragariae* 79 82; *P. gangliiformis* 75; *P. grisea* 79; *P. Halstedii* 75; *P. Herniariae* 78; *P. Holostei* 80; *P. Hyoscyami* 82; *P. infestans* 52; *P. interstitialis* 82; *P. Knautiae* 82; *P. Lamii* 79; *P. lapponica* 79; *P. leptoclada* 77; *P. leptosperma* 80; *P. Linariae* 79; *P. Lini* 80; *P. Myosotidis* 81; *P. Nicotianae* 82; *P. niveae* 74; *P. obducens* 75; *P. obovata* 78; *P. parasitica* 76; *P. parvula* 81; *P. Phyteumatis* 79; *P. Polygoni* 81; *P. Potentillae* 79; *P. pulveracea* 81; *P. pusilla* 74; *P. pygmaea* 75; *P. Radii* 80; *P. ribicola* 75; *P. Rubi* 82; *P. rubibasis* 82; *P. Rumicis* 81; *P. Schachtii* 77; *P. Schleideni* 77; *P. Scleranthi* 81; *P. Sempervivi* 70; *P. Senecionis* 82; *P. Setariae* 74; *P. sordida* 82; *P. sparsa* 82; *P. Thesii* 81; *P. tribulina* 81; *P. trichotoma* 81; *P. Tritoliorum* 79; *P. Urticae* 78; *P. Valerianellae* 79; *P. Viciae* 80; *P. Vincae* 79; *P. violacea* 80; *P. Violae* 78; *P. viticola* 71.
Peronosporaceen 51.
Persica 153 276 349, f. auch *Pfirschbaum*.
Pestalozzia 440; *P. Acaciae* 442; *P. adusta* 442; *P. alnea* 441; *P. Banksiana* 442; *P. breviseta* 442; *P. Camelliae* 441; *P. compta* 442; *P. concentrica* 442; *P. decolorata* 442; *P. depazeaeformis* 442; *P. Fuchsii* 441; *P. fuscescens* 441; *P. gongrogena* 442; *P. Guepini* 441; *P. Hartigii* 440; *P. Ilicis* 441; *P. inquinans* 441; *P. laurina* 441; *P. longiseta* 442; *P. Nummulariae* 442; *P. Phoenicis* 441; *Photinae* 442; *P. phyllostictae* 442; *P. Siliquastri* 442; *P. Thümenii* 441; *P. uvicola* 441; *P. viticola* 441.
Petasites 193 214 284.
Peterjilie 74 153, f. auch *Petroselinum*.
Petroselinum 345 429.
Petunia 396 416 501.
Peucedanum 153 156 246 264 429.
Peziza bulborum 506; *P. calycina* 486; *P. Cerastiorum* 485; *P. ciborioides* 489; *P. Curreyana* 509; *P. Dehnii* 486; *P. Duriaecana* 508; *P. Fockeliana* 501; *P. Kauffmanniana* 490 500; *P. Ranunculi* 485; *P. Sclerotiorum* 490; *P. tuberosa* 508.
Pfirsch 315 317 362 367 379 394 430.
Pfirschbaum 259 318, f. auch *Persica*.
Pfirschbaum, Kräuselfrankheit des 249.
Pflaume 270 430.
Pflaumenbaum 259 288 367, f. auch *Prunus*.
Pflaumenblätter, Rotflecken der 445.
Phaca 125 213 457.
Phacellium dishonestum 344.
Phacidium 479; *P. Astrantiae* 485; *P. Medicaginis* 484; *P. Ptarimicae* 480; *P. tetraspora* 486.
Phalaris 48 113 167 315 420 468 512.
Phanerogame Parasiten 522.
Pharbitis 396.
Phaseolus 70 144 313 351 380 394 415 437 493 501 526, f. auch *Bohne*.
Phegopteris 208 371.
Phelipaea 530.
Phialea temulenta 358.

Philadelphaceae 348 392 414 428.

Philadelphus 348 392 414.

Phillyrea 208 214 395 416.

Philodendron 421.

Phleospora 357; *P. Aceris* 359; *P. Aesculi* 359; *P. Mori* 359; *P. moricola* 359; *P. Oxyacanthae* 359; *P. Trifolii* 359.

Pleum 339 455 459 468 526.

Phlox 93 352 433.

Phlyetidium Cerastiorum 485; *P. Ranunculi* 485.

Phoenix 437 441.

Phoma 398; *P. abietina* 411; *P. ampelina* 405; *P. ampelocarpa* 405; *P. Armeniacae* 406; *P. baccae* 405; *P. Betae* 399; *P. Bolleana* 406; *P. Brassicae* 403; *P. concentricum* 437; *P. confluens* 405; *P. Cookei* 405; *P. crocophila* 399; *P. Cucurbitacearum* 406; *P. dalmatica* 406; *P. decorticans* 407; *P. Diplodiella* 437; *P. eustaga* 406; *P. Farlowiana* 406; *P. Hardenbergiae* 406; *P. hederacea* 406; *P. Hennebergii* 398; *P. herbarum* 403; *P. Hesperidearum* 390; *P. Hieracii* 407; *P. incompta* 406; *P. Juglandis* 406; *P. lenticularis* 405; *P. longispora* 405; *P. Mahoniae* 403; *P. Mahoniana* 403; *P. Morum* 406; *P. necatrix* 399; *P. Negriana* 406; *P. nobilis* 403; *P. Oleae* 406; *P. Olivarum* 406; *P. pallens* 405; *P. pomorum* 406; *P. rheina* 403; *P. Secalis* 399; *P. siliquarum* 403; *P. Siliquastrum* 403; *P. solanicola* 406; *P. subvelata* 407; *P. uvicola* 374 403; *P. viticola* 405; *P. Vitis* 405.

Photinia 442.

Phragmidiopsis 173.

Phragmidium 172; *P. albidum* 190; *P. carbonarium* 173; *P. devastatrix* 176; *P. Fragariae* 175; *P. Fragariastrum* 175; *P. fusiforme* 174; *P. intermedium* 175; *P. obtusum* 175; *P. papillatum* 176; *P. Potentillae* 176; *P. Rosae alpinae* 174; *P. Rubi* 175; *P. Rubi idaei* 175; *P. Sanguisorbae* 175; *P. subcorticium* 174; *P. Tormentillae* 175; *P. tuberculatum* 174; *P. violaceum* 175.

Phragmites 112 167 168 340 420 457 474.

Phycochromaceae 13.

Phyllachora 454; *P. Aegopodii* 456;

P. Agrostidis 458; *P. amenti* 456; *P. Angelicae* 456; *P. betulina* 456; *P. Campanulae* 457; *P. Cynodontis* 455; *P. depazeoides* 456; *P. epitypha* 455; *P. gangraena* 458; *P. graminis* 454; *P. Heraclaei* 456; *P. Luzulae* 455; *P. Medicaginis* 484; *P. melanoplaca* 456; *P. Morthieri* 456; *P. picea* 456; *P. Podagrariae* 456; *P. Pteridis* 483; *P. punctiformis* 457 479; *P. Setariae* 455; *P. silvatica* 455; *P. Trifolii* 456 484; *P. Ulmi* 456; *P. Wittrockii* 457.

Phyllactinia 260.

Phyllobium 520.

Phyllodoce 282.

Phyllosiphon 520.

Phyllosticta 386; *P. abortiva* 389; *P. acericola* 390; *P. Aceris* 390; *P. Acetosae* 388; *P. acorella* 387; *P. Acori* 387; *P. advena* 395; *P. Aesculi* 390; *P. aesculicola* 390; *P. aesculina* 390; *P. Ajacis* 389; *P. Ailanthi* 392; *P. Ajugae* 396; *P. Aizoon* 392; *P. Alaterni* 391; *P. Alcides* 388; *P. Alismatis* 387; *P. alnicola* 387; *P. alnigena* 387; *P. Aloës* 387; *P. althaeicola* 391; *P. althaeina* 391; *P. Amaranthi* 389; *P. anceps* 390; *P. Angelicae* 392 456; *P. Aratae* 396; *P. Arbuti undinis* 395; *P. Arnicae* 397; *P. Aronici* 397; *P. Arunci* 393; *P. Asclepiadearum* 395; *P. astragalicola* 395; *P. astrogonata* 389; *P. Atriplicis* 388; *P. atromaculans* 395; *P. Aucupariae* 394; *P. bacteriiformis* 388; *P. bacteriosperma* 389; *P. baldensis* 389; *P. Batatae* 396; *P. bataticola* 396; *P. Beijerinckii* 278; *P. Beltranii* 390; *P. Berberidis* 389; *P. Betae* 388; *P. betulina* 387; *P. Bignoniae* 396; *P. Bizzozzeriana* 391; *P. Bolleana* 391; *P. Borszczowii* 395; *P. Brassicae* 390; *P. Briardi* 394; *P. Bupleuri* 392; *P. buxina* 392; *P. Calystegiae* 396; *P. Camelliae* 390; *P. camelliaeicola* 390; *P. Campanulae* 397; *P. campestris* 390; *P. Cannabis* 388; *P. Capparidis* 390; *P. Caprifolii* 397; *P. capsulicola* 396; *P. Caricae* 388; *P. Caricis* 386; *P. carpineae* 387; *P. Carpini* 387; *P. Caryae* 392; *P. caryogena* 392; *P. Cathartici* 391;

P. Celosiae 388; *P. Celtidis* 388;
P. Cephalariae 397; *P. Ceratoniae*
395; *P. Chaerophylli* 392; *P. Chei-*
ranthorum 390; *P. Chenopodii* 388;
P. cinerea 388; *P. circumvallata*
389; *P. Cirsii* 397; *P. cistina* 390;
P. cocoina 387; *P. Cocos* 387; *P.*
concentrica 392; *P. coniothyrioides*
395; *P. Cordylines* 387; *P. Corni* 392;
P. cornicola 392; *P. Cornuti* 395; *P. co-*
ronaria 392; *P. corrodens* 389; *P. cory-*
laria 387; *P. Coryli* 387; *P. Cra-*
taegi 393; *P. crataegicola* 393; *P.*
crastophylla 386; *P. cruenta* 387;
P. Cucurbitacearum 397; *P. Curreyi*
387; *P. cycadina* 386; *P. Cydoniae*
393; *P. Cynarae* 397; *P. cytisella*
395; *P. Cytisi* 395; *P. Cytisorum*
395; *P. dahliacola* 397; *P. Danaës*
387; *P. deliciosa* 390; *P. destruc-*
tiva 391; *P. destruens* 388; *P.*
Deutziae 392; *P. Dianthi* 389; *P.*
Digitalis 397; *P. Dioscoreae* 387;
P. disciformis 390; *P. Donkelaeri*
387; *P. Draconis* 387; *P. Dulca-*
marae 396; *P. Ebuli* 398; *P. Epi-*
lobii 393; *P. Epimedii* 389; *P. Ery-*
simi 390; *P. erysiphoides* 397; *P.*
Erythraeae 396; *P. evonymella* 391;
P. Evonymi 391; *P. Eucalypti* 393;
P. Fabae 394; *P. fallax* 390; *P.*
Farfarae 397; *P. Filipendulae* 393;
P. filipendulina 393; *P. Forsythiae*
395; *P. Fourcadei* 388; *P. fragari-*
cola 393; *P. Frangulae* 391; *P.*
Fraxini 395; *P. fraxinicola* 395;
P. fraxinifolia 390; *P. fuscozonata* 393;
P. Galeopsidis 396; *P. gallarum* 395;
P. Geranii 391; *P. germanica* 390; *P.*
Glechomae 396; *P. Globulariae* 396;
P. Globuli 393; *P. globulosa* 387; *P.*
Gomphrenae 389; *P. goritiense* 395;
P. gossypina 391; *P. Grossulariae*
392; *P. Halstedii* 395; *P. Haynaldi*
391; *P. Hederæ* 392; *P. hedericola*
392; *P. Helianthemii* 390; *P. helle-*
borella 389; *P. helleboricola* 389;
P. Henriquesii 397; *P. Hesperide-*
arum 390; *P. hortorum* 396; *P. Hu-*
muli 388; *P. hydrophila* 389; *P.*
Jacobaeae 397; *P. ilicicola* 387;
P. ilicina 387; *P. Implexae* 398;
P. insulana 395; *P. juglandina* 392;
P. Juglandis 392; *P. Labruscae* 391;
P. laburnicola 395; *P. lacerans* 388;
P. Lagenariae 397; *P. Lamii* 396;

P. Lappae 397; *P. Laserpitii* 392;
P. lathyrina 394; *P. laurella* 389; *P.*
Laureolae 393; *P. Lauri* 389; *P.*
Laurocerasi 394; *P. Ledi* 395; *P.*
lenticularis 390; *P. Leucanthemi*
397; *P. Libertiae* 390; *P. Libertiana*
390; *P. Ligustri* 395; *P. ligustrina*
395; *P. liliicola* 387; *P. limbalis*
392; *P. Linariae* 397; *P. Liriodendri*
389; *P. liriodendrica* 389; *P. Lo-*
nicerae 397; *P. lutetiana* 393; *P.*
Lycopersici 396; *P. maculiformis*
388; *P. Magnoliae* 389; *P. Maha-*
leb 394; *P. Mahoniae* 389; *P. Mali* 394;
P. marginalis 390; *P. Medicaginis*
394; *P. Melissophylli* 396; *P. Me-*
nispermi 389; *P. Mercurialis* 392;
P. Mespili 393; *P. micrococcoides*
390; *P. microspila* 391; *P. minus-*
sinensis 394; *P. Monspensulani* 390;
P. morifolia 388; *P. Myricae* 388;
P. Napi 389; *P. nebulosa* 389; *P.*
Negundinis 390; *P. nemoralis* 391;
P. Nerii 395; *P. nervisequa* 396;
P. Nesaeae 393; *P. neurospileae*
391; *P. Nieliana* 388; *P. nitidula*
398; *P. nobilis* 389; *P. Nubecula*
388; *P. nuptialis* 392; *P. ocellata*
390; *P. Opuli* 398; *P. Opuntiae*
392; *P. orbicularis* 397; *P. orobella*
394; *P. orobina* 394; *P. osteospora*
388 395; *P. Owaniana* 392; *P. Oxa-*
lidis 392; *P. Paeoniae* 389; *P.*
Pallor 393; *P. Passerinii* 394; *P.*
Paulowniae 397; *P. Paviae* 390; *P.*
paviaccola 390; *P. Pentstemonis*
397; *P. Persicae* 394; *P. Petuniae*
396; *P. Pharbitis* 396; *P. phaseo-*
lina 394; *P. Phaseolorum* 394; *P.*
Philadelphii 392; *P. phillyrina* 395;
P. phomiformis 387; *P. phyllicicola*
395; *P. Physaleos* 396; *P. Pillyreae*
395; *P. pirina* 393; *P. piriseda*
394; *P. Pirorum* 393; *P. Pisi* 394;
P. Plantaginis 396; *P. Platani* 388;
P. Platanoides 390; *P. Polygono-*
rum 388; *P. populea* 388; *P. popu-*
lina 388; *P. Populorum* 388; *P.*
Portulacae 389; *P. potamia* 387;
P. potentillica 393; *P. primulicola*
395; *P. prunicola* 394; *P. Pseudo-*
Acaciae 395; *P. Pseudo-capsici* 396;
P. Pseudoplatani 390; *P. Pulmo-*
nariae 396; *P. punica* 393; *P. pu-*
stulosa 391; *P. Quercus* 387; *P.*
Quercus Ilicis 387; *P. Quercus*

- rubrae 387; *P. querneae* 387; *P. Ranunculi* 389; *P. Ranunculorum* 389; *P. Renouana* 387; *P. Rhamni* 391; *P. rhamnigena* 391; *P. Rhei* 388; *P. Rhododendri* 395; *P. Rhois* 392; *P. ribicola* 392; *P. Robiniae* 395; *P. Rosae* 393; *P. Rosarum* 393; *P. Roumeguérii* 398; *P. rubicola* 393; *P. Ruborum* 393; *P. rubra* 393; *P. rusccicola* 387; *P. Saccardoii* 395; *P. Saccharini* 390; *P. sagittifolia* 387; *P. salicicola* 388; *P. Sambuci* 398; *P. sambucicola* 398; *P. Sanguinariae* 390; *P. Saniculae* 392; *P. Saponariae* 389; *P. Scorzoneræ* 397; *P. Scrophulariae* 397; *P. scrophularina* 397; *P. serotina* 394; *P. sidaecola* 391; *P. Siliquastri* 395; *P. Solani* 396; *P. Sonchi* 397; *P. Sorbi* 394; *P. sorghina* 386; *P. spermoides* 391; *P. sphaeropsidea* 390; *P. stomaticola* 386; *P. sycophila* 388; *P. Symphoricarpi* 398; *P. symphoriella* 398; *P. syriaca* 391; *P. Syringae* 395; *P. Tabaci* 396; *P. tabifica* 402; *P. Tami* 387; *P. Tecomae* 397; *P. Terebinthi* 392; *P. Teuerii* 396; *P. Thalictri* 389; *P. Thunbergii* 389; *P. Tiliae* 391; *P. tineae* 398; *P. tineola* 398; *P. Tormentillae* 393; *P. toxica* 392; *P. Toxicodendri* 392; *P. Trailii* 391; *P. Treleasii* 394; *P. tremniacensis* 397; *P. Trifolii* 394; *P. Trollii* 389; *P. Tropaeoli* 390; *P. tulipiferae* 389; *P. Tweediana* 397; *P. typhina* 387; *P. ulmaria* 388; *P. Ulmariae* 393; *P. ulmicola* 388; *P. Urticae* 388; *P. Uvariae* 387; *P. variabilis* 393; *P. variegata* 395; *P. Venziana* 396; *P. Verbasci* 397; *P. verbascicola* 397; *P. Verbenae* 396; *P. vesicatoria* 387; *P. Viburni* 398; *P. Viciae* 394; *P. Vincetoxici* 395; *P. vinda-bonensis* 394; *P. Violae* 390; *P. viridis* 395; *P. viticola* 391; *P. Vitis* 391; *P. vulgaris* 394 397; *P. Weigeliae* 398; *P. Westendorpii* 389; *P. Wistariae* 395; *P. Zahlbruckneri* 389.
- Physalis* 396 416.
- Physalospora* 314; *P. Baccæ* 404; *P. Bidwillii* 404.
- Physcia* 465 521.
- Physoderma* 47 92; *P. Eryngii* 129; *P. Sagittariae* 130.
- Phyteuma* 79 142 192 354 434.
- Phytophthora* 52; *P. infestans* 52; *P. omnivora* 69; *E. Phaseoli* 70.
- Picea* 488, f. auch Fichte.
- Picris* 130 155 159 356 530.
- Piétin du Blé* 307.
- Piggotia astroidea* 408 456.
- Pileolaria* 146; *P. Terebinthi* 140.
- Pilobulus* 36.
- Pilze, parasitische 1.
- Pilzstöfende Mittel 10.
- Pilzfäden 3.
- Pilzgallen 9.
- Pimpinella* 74 125 158 264 345.
- Pinguicula* 115.
- Pinnularia* 44.
- Pinus* 180 276 475 479, f. auch Kiefer.
- Piptatherum* 166.
- Piricularia* 336; *P. Oryzae* 340.
- Pirola* 181 183 184 189 205 313 386 432.
- Pirolaceen 313.
- Pistacia* 140 311 392 426.
- Pistacien, Rußtau der 281.
- Pisum* 145 278 313 329, f. auch Erbsen.
- Placosphaeria Onobrychidis* 483.
- Plagiostoma suspecta* 453.
- Plantaginaceen 39 260 263 352 396 417 433.
- Plantago* 39 82 154 214 260 263 281 352 396 417 433 526 536.
- Plasmatoparae* 74.
- Plasmodiophora* 14.
- Plasmodiophoreae* 14.
- Plasmopara* 71 74.
- Plasmodium 12.
- Platanaceen 311 341 373 388 423.
- Platanthera* 422.
- Platanus* 262 263 311 341 373 388 423.
- Plâtre* 466.
- Pleochaeta* 262.
- Pleolpidium* 36.
- Pleospora* 290; *P. herbarum* 300 304. *P. Hesperidearum* 301; *P. Hyacinthi* 297; *P. infectoria* 296; *P. Napi* 303; *P. Oryzae* 297; *P. polytricha* 296 301; *P. putrefaciens* 298; *P. vagans* 296.
- Pleotrachelus* 36.
- Pleuroblastae* 75.
- Plowrightia* 288.
- Poa* 93 119 122 128 144 145 168 339 420 458 459 468 474 526.

Podenkrankheit der Kartoffel 518.
 Podisoma 176; *P. fuscum* 180.
 Podospermum 160.
 Poposphaera 259.
 Polemoniaceen 352 433.
 Polycystis Luzulae 123; *P. occulta* 121.
 Polydesmus exitiosus 304.
 Polygonaceen 264 310 343 388 413 423.
 Polygonatum 387.
 Polygonum 70 81 114 115 126 143 152 153 170 264 310 343 388 411 423 484 505, f. auch Buchweizen.
 Polyphagus 46.
 Polypodium 309.
 Polyporus 228; *P. annosus* 221; *P. betulinus* 233; *P. borealis* 229; *P. dryadeus* 232; *P. fomentarius* 232; *P. fulvus* 228; *P. igniarius* 231; *P. laevigatus* 233; *P. mollis* 229; *P. Schweinitzii* 233; *P. sulphureus* 230; *P. vaporarius* 229.
 Polysiphonia 45.
 Polystichum 250.
 Polystigma 444; *P. fulvum* 447; *P. ochraceum* 447; *P. rubrum* 445; *P. typhinum* 459.
 Polysulfure Grison 257.
 Polythrincium Trifolii 457.
 Pomaceen 29 313 349 379 393 415 430.
 Populus 245 246 280 311 341 372 388 408 410 413 423 439, f. auch Pappel.
 Populus, Holzkropf von 438.
 Portulaca 86 389.
 Portulacaceen 389.
 Potamogeton 130 387.
 Potamogetonaceen 387.
 Potentilla 39 40 48 79 175 176 246 260 284 349 378 393 410 415 429 486.
 Poterium 79 175 349.
 Pourridié de la vigne 363.
 Preiselbeeren, Sclerotienkrankheit der 509.
 Preiselbeeren 217, f. auch Vaccinium.
 Prenanthes 159 160 263.
 Primula 79 82 121 123 142 146 158 313 351 395 416 432 506
 Primulaceen 313 351 395 416 432.
 Prismatocarpus 354.
 Promycelium 97 133.
 Proteaceen 392.
 Protochytrium 41.
 Protomonas 14.

Protomyces 92; *P. graminicola* 74; *P. Limosellae* 130; *P. microsporus* 128.
 Protomycetaceen 92.
 Prunella 144 214 353 408 433.
 Prunus 153 154 204 237 247 249 250 259 278 289 315 349 363 380 386 394 408 410 415 430 431 442 447 f. auch Kirschbaum, Pfämenbaum u. Zwetschen.
 Psamma 113 412.
 Pseudolpidium 35.
 Pseudopeziza 479 484; *P. Alismatis* 485; *P. axillaris* 485; *P. Bistortae* 484; *P. Cerastiorum* 485; *P. Dehnii* 486; *P. Ranunculi* 485; *P. Saniculae* 485; *P. Trifolii* 484.
 Pseudospora 14.
 Pseudosporeae 13.
 Pseudosporidium 14.
 Pseudotsuga 488.
 Ptelea 347 427.
 Pteris 309 371 418 483.
 Puccinella graminis 144; *P. truncata* 145.
 Puccinia 147; *P. Acetosae* 153; *P. Adoxae* 159; *P. Aegopodii* 151; *P. Agrostidis* 168; *P. Albulensis* 149; *P. Allii* 152; *P. alpina* 150; *P. Amorphae* 171; *P. Anemones* 155: *P. Anemones virginianae* 149; *P. annularis* 149; *P. Anthoxanthi* 152; *P. Anthrisci* 153; *P. Arachidis* 170; *P. Arenariae* 148; *P. arenariicola* 170; *P. argentata* 153; *P. Aristolochiae* 158; *P. Artemisiarum* 160; *P. arundinacea* 167; *P. asarina* 151; *P. Asparagi* 157; *P. Asphodeli* 152; *P. Asteris* 150; *P. Atragenes* 149 151; *P. australis* 152; *P. Bäumleri* 151; *P. Baryi* 152; *P. Bellidiastri* 157; *P. Berberidis* 170; *P. Berkeleyi* 154; *P. Betonicae* 151; *P. Bistortae* 153; *P. Bulbocastani* 156; *P. bullata* 153; *P. Bunii* 156; *P. Bupleuri* 158; *P. Buxi* 148; *P. Calthae* 158; *P. Campanulae* 151; *P. Cardui* 170; *P. caricicola* 152; *P. caricis* 169; *P. carniolica* 156; *P. Carthami* 155; *P. Caryophyllearum* 148; *P. Castagnei* 153; *P. caulincola* 156; *P. Cerasi* 154; *P. Cesatii* 152; *P. Chrysopogonis* 168; *P. Chrysosplenii* 148; *P. Cicutae* 153; *P. Circaeae* 148; *P. Cirsii lanceolati* 160; *P. com-*

- paeta 156; P. Compositarum 159;
 P. conglomerata 156 157; P. Con-
 volvuli 1 8; P. coronata 165; P. Cre-
 pidis 160; P. Crucianellae 150; P.
 Cruciferarum 150; P. Cynodontis
 152; P. Dentariae 150; P. Dianthi
 148; P. Digraphidis 167; P. Dioe-
 cae 169; P. discoidearum 160; P.
 Doronici 150; P. Drabae 150; P.
 Elymi 152 171; P. enormis 151;
 P. Epilobii 158; P. Eriophori 170;
 P. expansa 157; P. extensicola 170;
 P. Fagopyri 170; P. Falcariae 156;
 P. Fergussoni 150; P. Ferulae 158;
 P. Festucae 168; P. Fragariae 158;
 P. fusca 155; P. Galanthi 150;
 P. galiorum 159; P. Gentianae 158;
 P. Geranii 150; P. Geranii silvatici
 150; P. gibberosa 152; P. Gla-
 dioli 170; P. Glechomatis 149;
 P. Globulariae 149; P. glomerata
 170; P. graminis 161; P. grisea
 149; P. Heideri 155; P. helianthi
 160; P. helvetica 155; P. Hieracii
 159; P. Holboelli 150; P. inter-
 mixta 167; P. Iridis 152; P. Jun-
 ci 152; P. Lampsanae 160; P. Li-
 liacearum 155; P. limosae 169;
 P. litoralis 152; P. Lojkajana 150;
 E. longissima 150; P. Luzulae 152;
 P. Magnusiana 168; P. Malvacear-
 um 147; P. Malvatri 148; P.
 mamillata 153; P. Maydis 151;
 P. Menthae 158; P. microsora 152;
 P. Millefolii 150; P. mixta 157; P.
 Molinia 168; P. montana 159; P.
 Morthieri 150; P. Nolitangeris 153;
 P. oblongata 152; P. obscura 152;
 obtusa 158; P. Oreoselini 153; P.
 Ornithogali 170; P. Oxyriae 153;
 P. paludosa 170; P. Peckiana 151;
 P. perplexans 168; P. persistens
 169; P. Phalaridis 167; P. Phrag-
 mitis 167; P. Picridis 155; P. Pim-
 pinellae 158; P. Plantaginis 154;
 P. Poarum 168; P. Podospermi
 160; P. Polygoni 152; P. Poly-
 goni amphibii 153; P. Porri 157;
 P. Prenanthis 160; P. Primulae
 158; P. Prostii 170; P. Pruni 153;
 P. pulverulenta 158; P. pulvinulata
 170; P. purpurea 152; P. rhytis-
 moidis 170; P. Ribis 156; P. ru-
 befaciens 151; P. Rubigo vera 164;
 P. Rumicis 153; P. Rumicis scu-
 tati 153; P. sandica 151; P. Sa-
 niculae 158; P. Saxifragae 151;
 P. Schneideri 156; P. Schoe-
 leriana 170; P. Schröteri 150;
 P. Schweinfurthii 149; P. Scil-
 lae 170; P. Scirpi 170; P. Sedi
 151; P. Senecionis 156 157; P.
 Sesleriae 168; P. sesselis 167;
 P. Silenes 157; P. silvatica 169;
 P. singularis 151; P. Smyrnii 156;
 P. Soldanellae 158; P. solida 149;
 P. Sonchi 154; P. Sorghi 151;
 P. Spergulae 148; P. Stachydis
 154; P. straminis 164; P. striae-
 formis 164; P. suaveolens 154; P.
 Sweertiae 158; P. Tanaceti 160;
 P. Tanaceti Balsamitae 155; P.
 Taraxaci 155; P. tenuistipes 169;
 P. Tepperi 168; P. Teucrit 149; P.
 Thalictri 151; P. Thesii 158; P.
 Thlaspeos 149; P. Thlaspidis 149;
 P. Thümeniana 158; P. torosa 168;
 P. Trabuti 168; P. Tragopogonis
 160; P. Trailii 168; P. Trautschelii
 157; P. triarticulata 171; P. Trollii
 156; P. Tulipae 150; P. Umbilici 170;
 P. uralensis 157; P. Valantiae 149;
 P. Valerianae 156; P. Veratri 152;
 P. Veronicae 149; P. Veronicae
 Anagallidis 149; P. Vincae 154;
 P. violae 157; P. Virgaureae 151;
 P. Vossii 151; P. Vulpinae 169.
 Pucciniopsis 155.
 Puccinosira 207.
 Pulicaria 145.
 Pulmonaria 353 396 433.
 Pulsatilla 123 155 311.
 Punica 393.
 Punicaceen 393.
 Pycnochytrium 39.
 Pyfniden 369.
 Pyrenomycetes 283; P. sclerotiblastae
 466.
 Pyrenopeziza Agrostemmatidis 374.
 Pyrenophora relicina 296.
 Pyrola 322.
 Pyrolaceen 432.
 Pythium 86; P. Artotrogus 60; P.
 autumnale 90; P. Chlorococci 91;
 P. circumdans 90; P. Cystosiphon
 90; P. de Baryanum 60 87; P.
 Equiseti 90; P. gracile 90; P. ve-
 xans 60.
 Quede 118 536, f. auch Triticum.
 Quercus 204 208 246 263 265 276
 280 310 387 410 413 422 442 443
 453 454, f. auch Eiche.

Quitte 181 184 393 440, f. auch Cydonia.

Racodium Therryanum 279.

Radula 521.

Räude der Riefer 194.

Ramalina 521.

Ramularia 331 336; R. Adoxae 354; R. aequivoca 341; R. agrestis 343; R. Ajugae 353; R. Alaterni 346; R. Alismatis 341; R. alnicola 341; R. angustata 351; R. angustissima 345; R. areola 348; R. Armoriciae 342; R. arvensis 349; R. Ballotae 353; R. Banksiana 349; R. Bartsiae 353; R. Beccabungae 353; G. Bellidis 355; R. Bellunensis 355; R. Bistortae 343; R. Bryoniae 355; R. calcea 353; R. Cardui 355; R. Celtidis 341; R. Centranthi 355; R. cervina 355; R. Chamaenerii 348; R. Citri 348; R. Cochleariae 342; R. cylindroides 353; R. Cynarae 356; R. destructiva 341; R. didyma 341; R. didymarioides 345; R. Diervillae 354; R. dubia 344; R. Evonymi 346; R. filaris 355; R. Galegae 350; R. Geranii 348; R. gibba 341; R. Göldiana 353; R. Hamamelidis 345; R. Harioti 353; R. Hellebori 341; R. Heraclei 345; R. Impatientis 347; R. lactea 343; R. Lamii 353; R. lamiicola 353; R. Lampsanae 356; R. lata 349; R. Leonuri 353; R. Levistici 345; R. Liriodendri 342; R. lychnicola 345; R. Lysimachiae 351; R. macrospora 354; R. Malvae 348; R. Marrubii 353; R. matronalis 342; R. melaena 355; R. Menthae 353; R. menticola 353; R. microspora 353; R. Nitellae 345; R. modesta 349; R. monticola 341; R. multiplex 351; R. obducens 353; obovata 343; R. oreophila 345; R. ovata 353; R. Parietariae 341; R. Philadelphi 348; R. Picridis 356; R. plantaginea 352; R. pratensis 343; R. Primulae 351; R. Prismatocarpi 354; R. pruinosa 355; R. pulchella 339; R. pusilla 339 349; R. Ranunculi 341; R. rosea 341; R. sambucina 354; R. scelerata 341; R. Schröteri 349; R. Schulzeri 350; R. Scrofulariae 353; R. Senecionis 355; R. silenicola 345; R. silvestris 355; R. Sonchi oleracei 356; R.

sphaeroidea 350; R. Spiraeae 349; R. Stachydis 353; R. stolonifera 345; R. Succisae 355; R. Taraxaci 356; R. Thrinciae 356; R. Tulasnei 349; R. Ulmariae 349; R. Urticae 341; R. Vaccinii 351; R. Valerianae 355; R. variabilis 353; R. Veronicae 352 353; R. Viciae 350; R. Vincae 352; R. Violae 343; R. Virgaureae 355; R. Vossiani 355; R. Weigeliae 354.

Ranunculaceen 39 264 311 341 374 389 413 424.

Ranunculus 40 48 78 123 128 129 139 145 168 212 264 285 341 389 425 485 526.

Raphanus 76 85 537, f. auch Rettig.

Raps 76 311 403, f. auch Brassica.

Rapskrebs 493.

Raps, Schwärze des 303; R., Sclerotienkrankheit des 493; R.-Verderber 303.

Ravenelia 185.

Raygras 412.

Reben, Besch der 374.

Rebhuhn des Eichenholzes 234.

Reis 340 399 412, f. auch Oryza.

Reisbrand 297.

Reiskrankheit 297.

Reispflanze, Sclerotienkrankheit der 512.

Reseda 77 318 342.

Resedaceen 342.

Rettich 311 501, f. auch Raphanus.

Rhagadiolus 130 160.

Rhamnaceen 346 391 414 427.

Rhamnus 149 166 168 262 278 346 391 427 428.

Rhamphospora 131.

Rhaphidophora herpotricha 306.

Rheum 388 403 423.

Rhinanthus 142 192 383.

Rhizidiomyces 44.

Rhizidium 44 45.

Rhizina 488.

Rhizoetonia 514; R. Allii 518; R. Batatas 518; R. crocorum 518; R. Mali 518; R. Medicaginis 515; R. Solani 518; R. violacea 515.

Rhizomorpha fragilis 238; R. subcorticalis 238; B. subterranea 238.

Rhizomyxa 40.

Rhizophlyctis 45.

Rhizophydium 43.

Rhododendron 190 191 218 277 313 395 440 441 510 520.

Robrschilfbrand 112.

- Rhozella 41.
 Rhus 246 315 347 377 392 426.
 Rhynchospora 113.
 Rhytisma 480.
 Ribes 75 120 156 186 200 311 392
 428, f. auch Johannisbeere und
 Stachelbeere.
 Ribesiaceen 311 345 378 392 428.
 Riccia 314.
 Ricinus 347 359.
 Riemenblume 532.
 Rindschale 226.
 Ringschale 225.
 Ringscheuche 488.
 Ringerschorf 475.
 Robillarda 417.
 Robinia oder Robinie 230 382 395 416
 431 463.
 Roesleria 514; R. hypogaea 365.
 Roestelia 177; R. aurantiaca 184; R.
 botryapites 183; R. cancellata 180;
 R. cornuta 183; R. Formen auf Po-
 maceen 183; R. hyalina 184; R.
 lacerata 182; R. penicillata 183;
 R. pyrata 184; R. transformans 184.
 Roggen 118 161 164 308 309 358
 399 467, f. auch Secale.
 Roggenhalmbrecher 301; R. Stengel-
 brand 121; R. Stielbrand 121.
 Rognia 27.
 Romulea 170.
 Rosa 312 349 360 410 415 429 440
 442 531, f. auch Rose.
 Rosaceen 39 260 312 349 378 393
 415 429.
 Rosellinia 286.
 Rose 82 176 259 408 506, f. auch Rosa.
 Rosen-Asteroma 384.
 Rosen, Rost der 174.
 Rosenrote Weizenförner 28.
 Rosenschimmel 259; R. Weiß 259.
 Rost der Brombeersträucher 175; R.
 der Himbeersträucher 175; R. der
 Rosen 174; R. der Runkelrüben 142;
 R. der Steinobstgehölze 153; R. der
 Zuckerrüben 142; R. Flecke der Äpfel
 323; R. Krankheiten 131; R. Pilze 131.
 Rostrupia 171.
 Rost, weißer 84.
 Rot blanc 438.
 Rotbuche 231 232, f. auch Fagus.
 Rotbuchenfleck 461.
 Rotfäule 222 230.
 Rostflecken der Pflaumenblätter 445.
 Rostfleckigkeit von Sorghum 30.
 Rotklee 241 264 321 517, f. auch Tri-
 folium.
 Rog 20; R. der Hyacinthen 506; R.
 der Hyacinthenzwiebeln 23; R. der
 Speisewiebeln 25.
 Rozella 36.
 Rubia 479, f. auch Färberröte.
 Rubiaceen 264 313 353 433.
 Rubus 79 82 151 175 189 209 284
 312 349 360 393 410 415 417 442
 443, f. auch Brombeere und Himbeere.
 Rüben, Bakteriose der 32; R., Wurzel-
 brand der 88.
 Rübjen 76, f. auch Brassica.
 Rüster 276, f. auch Ulmus.
 Rumex 40 47 48 81 115 140 143 153
 167 168 264 306 310 331 343 388
 423 518 526 537.
 Runkel oder Runkelrübe 77 358 367
 424 526, f. auch Beta.
 Runkelrübenblätter, Bräune der 298;
 R. Schwärze der 298.
 Runkelrüben, Rost der 142; R. Schorf
 der 27.
 Runkelschorf 480.
 Ruppia 18.
 Ruscus 387.
 Ruß 109.
 Rußbrand 109.
 Rußtau der Alpenrosen 280; R. der
 Erfen 282; R. der Drangenbäume
 276; R. der Pistacien 281; R. der
 Tanne 279; R. des Hopfens 270;
 R. des Kaffeebaumes 282.
 Rutaceen 426.
 Rutstroemia baccarum 510; R. ho-
 mocarpa 490.
 Saatgut, Weizen des 102.
 Saatwucherblume 537.
 Sabal 407.
 Saccardia 265.
 Saccharum 111, f. auch Zuckerrohr.
 Saccopodium 50.
 Sacidium 410.
 Sadebaum 180, f. auch Juniperus.
 Safran 399; S. Tod 518.
 Sagina 148 424.
 Sagittaria 317 387.
 Salicaceen 311 341 372 388 413 423,
 Salicornia 143 443.
 Salicylsäure 12.
 Salix 199 200 259 311 341 372 388
 410 413 423 442 456 482, f. auch
 Weide.
 Salsola 146.
 Salvia 79 149 158 268 353 433.

- Sambucus* 214 354 398 417 434 517,
 f. auch *Hollunder*.
Samenbeize 10.
Sanguinaria 342 390.
Sanguisorba 78 172 260 378.
Sanicula 158 316 392 485.
Saponaria 115 124 345 389 413 424.
Saprolegnia 35 40.
Saprolegniaceen 43 44 48.
Saprolegnia de Baryi 91; *S. Schachtii* 91.
Sarcina Solani 21.
Sarracenia 317.
Satureja 158.
Sauerampfer 537, f. auch *Rumex*.
Saussurea 169.
Saxifraga 39 151 199 345 428 485.
Saxifragaceen 345 428.
Scabiosa 82 116 278 417 434.
Schachtelhaln 536; f. auch *Equisetum*.
Sherardia 81.
Schilfrohr 321; f. auch *Arundio* und *Phragmites*.
Schilfroß 167.
Schimmel des Obstes 360; *S.*, grauer 506.
Schinzia Aschersoniana 131; *S. Casparyana* 131.
Schizanthus 62.
Schizoneila 120.
Schizothyrium 480.
Schlauchpilze 241.
Schlingpflanze 533.
Schmarözer 1.
Schmierbrand 117.
Schneeball 276, f. auch *Viburnum*.
Schneeschimmel 516.
Schoberia 140.
Schorf 325; *S.* der Kartoffelknollen 18 25; *S.* der Runkelrüben 27; *S.* der Zuckerrüben 27.
Schoten 247.
Schröteria 120 121.
Schütte 475.
Schwärmsporen 5 33 52.
Schwärze 291; *S.* der Erbsen 297; *S.* der Hyacinthen 297; *S.* der Orangenfrüchte 301; *S.* der Runkelrübenblätter 298; *S.* des Getreides 292; *S.* des Rapses 303.
Schwamm 220; *S.* Bäume 226; *S.* der Tabatschlinge 319.
Schwarzbeinigkeit der Kartoffeln 359.
Schwarzborn 259 261 526.
Schwarze Beine 87.
Schwarze Füße 34.
Schwarzfäule der Weinbeeren 403.
Schwarzkiefer 479; *S.* Pilz 435.
Schwarzwerden des Kleeß 456.
Schwefel 12; *S.* Blumen 256; *S.* Kalium 256; *S.* Calcium 257; *S.* Leber 257.
Schwefeln 255.
Scilla 114 122 139 141 170 422.
Scirpus 113 117 145 413 421 436 474 509.
Scirrha 457.
Scleranthus 80 81 424.
Sclerochloa 420.
Scleropyrenomycetes 284.
Sclerospora graminicola 74; *S. Magnusiana* 74.
Sclerotien 488.
Sclerotienkrankheit der Carex-Halme 508; *S.* der Georginen 500; *S.* der Grasblätter 511; *S.* der Heidelbeeren 510; *S.* der Kartoffel 500; *S.* der Preiselbeere 509; *S.* der Reispflanze 512; *S.* der Speisewiebeln 503; *S.* des Hanfes 499; *S.* des Hopfenkleeß 513; *S.* des Kleeß 489; *S.* des Rapses 493.
Sclerotinia 488.
Sclerotinia Aucupariae 511; *S. baecarum* 510 511; *S. bulborum* 506; *S. Cerasi* 511; *S. ciborioides* 489; *S. Curreyana* 509; *S. Duriaeana* 508; *S. Fuckeliana* 501; *S. Galanthi* 508; *S. Kernerii* 508; *S. Libertiana* 490; *S. megalospora* 511; *S. Mespili* 511; *S. Oxycoccii* 510; *S. Rhododendri* 510; *S. scirpicola* 509; *S. Trifoliorum* 489; *S. tuberosa* 508; *S. Urnula* 509; *S. Vaccinii* 509; *S. Vahliaana* 509.
Sclerotium 466; *S. anthodiophilum* 506; *S. Balsaminae* 513; *S. Brassicae* 491; *S. Cepae* 504; *S. Clavus* 473; *S. compactum* 490 491; *S. durum* 505; *S. echinatum* 501; *S. Oryzae* 512; *S. rhizodes* 512; *S. roseum* 509; *S. sulcatum* 508; *S. uvae* 502; *S. varium* 491 500; *S. Vitis* 502.
Scolecotrichum 336; *S. bulbigerum* 349; *S. deustum* 350; *S. Fraxini* 352; *S. graminis* 339; *S. Hordei* 339; *S. Iridis* 340; *S. melophthorum* 354; *S. ochraceum* 354; *S. Roume-guerii* 340.
Scolopendrium 208 418.

Scolymus 435.
Scorzonera 116 160 263 397.
Scrofularia 82 142 353 397.
Scrofulariaceae 39 260 263 352 383 397 416 433.
Secale 419, f. auch Roggen; *S. cornutum* 468.
Sedum 151 207 392 428.
Seeflejer 488.
Seide 523.
Sellerie 153, f. auch Apium.
Sempervivum 70 207.
Senebiera 85.
Senecio 75 82 156 157 169 170 193 214 260 278 355 397 417 435 493 537.
Sepedonium 24.
Septocarpus 44.
Septocylindrium dissiliens 347.
Septogloeum 370; *S. acerinum* 377; *S. Ampelopsidis* 377; *S. carthusianum* 377; *S. dimorphum* 371; *S. oxysporum* 371; *S. septorioides* 371.
Septonema Vitis 347.
Septoria 417; *S. acerella* 427; *S. Aceris* 359; *S. aciculosa* 429; *S. Adoxae* 434; *S. Aegopodii* 429; *S. aegopodina* 429; *S. Aesculi* 427; *S. aesculicola* 427; *S. aesculina* 427; *S. affinis* 420; *S. Agrimonii Eupatoriae* 429; *S. Alaterni* 428; *S. albanensis* 423; *S. alismatella* 421; *S. Alismatis* 421; *S. alliicola* 421; *S. Alliorum* 421; *S. Alni* 422; *S. alnicola* 422; *S. alnigena* 422; *S. Althaeae* 426; *S. ampelina* 427; *S. Anagallidis* 432; *S. anaxaeae* 435; *S. Anemones* 424; *S. Anthrisci* 429; *S. Anthyllidis* 431; *S. Aquilegiae* 425; *S. aquilina* 418; *S. arabidicola* 425; *S. Arabidis* 425; *S. Aracearum* 421; *S. Arabuti* 432; *S. Arethusa* 426; *S. Ari* 421; *S. argyraea* 428; *S. Aristolochiae* 428; *S. Armoraciae* 425; *S. Arnicae* 434; *S. Artemisiae* 434; *S. Arunci* 430; *S. arundinacea* 420; *S. Arundinis* 420; *S. Asari* 428; *S. asclepiadea* 432; *S. ascochyella* 428; *S. ascochytoidea* 430; *S. Asperulae* 434; *S. Asphodeli* 421; *S. asphodelina* 421; *S. Astragali* 431; *S. Atriplicis* 424; *S. Aucubae* 429; *S. aurantiicola* 426; *S. Avellanae* 422; *S. Avenae* 419; *S. Badhami* 427; *S. Balsaminae* 427;

S. bellidicola 435; *S. Bellidis* 435; *S. Bellunensis* 420; *S. Bellynckii* 422; *S. Betae* 424; *S. Betulae* 422; *S. betulicola* 422; *S. betulina* 422; *S. Berberidis* 425; *S. Berteroae* 425; *S. Bidentis* 435; *S. Brachypodii* 420; *S. brachyspora* 423; *S. bractearum* 426; *S. Briosiana* 419; *S. Brissaceana* 428; *S. Bromi* 420; *S. Brunellae* 433; *S. brunneola* 421; *S. Bupleuri* 429; *S. Cajadensis* 425; *S. Callae* 421; *S. Calamagrostidis* 420; *S. Calycanthi* 430; *S. Calystegi* 432; *S. candida* 423; *S. cannabina* 423; *S. Cannabis* 423; *S. Capparis* 425; *S. Capreae* 423; *S. Cardamines* 425; *S. Cardunculi* 435; *S. caricicola* 421; *S. caricinella* 421; *S. Castaneae* 423; *S. castaneaecola* 423; *S. Catalpae* 433; *S. cathartica* 427; *S. Cattanei* 426; *S. calycina* 424; *S. Centaureae* 435; *S. centaureicola* 435; *S. centranthicola* 434; *S. Cephalanthi* 434; *S. Cephalariae alpinae* 434; *S. Cerasi* 430; *S. cerasina* 430; *S. Cerastii* 424; *S. Ceratoniae* 432; *S. cercosporoides* 435; *S. cerealis* 419; *S. Cercidis* 432; *S. Chamaenerii* 428; *S. Cheiranthi* 425; *S. Chelidonii* 425; *S. Chenopodii* 424; *S. cirrhosa* 427; *S. Cirsii* 435; *S. Citri* 426; *S. Clematidis* 424; *S. Cl. Flammulae* 424; *S. Cl. rectae* 424; *S. Colchii* 422; *S. Comari* 429; *S. compta* 431; *S. consimilis* 435; *S. Convallariae* 421; *S. Convolvuli* 432; *S. Coriariae* 427; *S. cornicola* 429; *S. Corni maris* 429; *S. corylina* 422; *S. Crataegi* 430; *S. Cruciat* 433; *S. Cucurbitacearum* 434; *S. Cyclaminis* 432; *S. Cydoniae* 430; *S. cydonicola* 430; *S. Cymbalariae* 433; *S. Cynodontis* 420; *S. Cytisi* 431; *S. Daphnes* 428; *S. Debauxii* 421; *S. Delphinella* 425; *S. Desmazieri* 429; *S. Dianthi* 424; *S. dianthicola* 424; *S. Dictamnii* 426; *S. didyma* 423; *S. Diervillae* 434; *S. diervillicola* 434; *S. difformis* 432; *S. Digitalis* 433; *S. dimera* 424; *S. Dipsaci* 434; *S. dolichospora* 421; *S. Donacis* 420; *S. Doronici* 435; *S. dryina* 422; *S. Dulcamarae* 433; *S. Ebuli* 434; *S. effusa* 430; *S. Elaeagni* 428; *S.*

elaeospora 432; S. Emeri 431; S. Empetri 427; S. Endiviae 435; S. epicarpii 426; S. Epilobii 428; S. Epipactidis 422; S. equisetaria 418; S. Equiseti 418; S. Eriophori 421; S. eryngicola 428; S. Eryngii 428; S. Erysimi 425; S. Erythronii 422; S. Eupatorii 434; S. Euphorbiae 426; S. Evonymi 426; S. expansa 427; S. Fagi 422; S. Fairmanni 425; S. fullonum 434; S. Farfarae 434; S. Fautreyana 432; Ficariae 425; S. ficariaecola 425; S. filispora 421; S. Flammulae 424; S. Fragariae 429; S. Frangulae 428; S. Fraxini 432; S. Fuchsiae 428; S. Fuckelii 434; S. fulvescens 431; S. Galeopsidis 433; S. Garyae 423; S. Gei 429; S. Geranii 427; S. Gilletiana 423; S. Gladioli 422; S. Globulariae 433; S. glumarum 419; S. gossypina 426; S. gracilis 420; S. graminum 302 419; S. Gratiolae 433; S. Grossulariae 428; S. Grylli 421; S. Hederae 429; S. Helianthi 435; S. Hellebori 425; S. Henriquesii 425; S. Hepaticae 424; S. Heraclei 429; S. Hibisci 426; S. Hippocastani 427; S. Hippophaë 428; S. Holci 420; S. Holoschoeni 421; S. Holubyi 432; S. Hoyae 432; S. Humuli 423; S. hyalospora 430; S. Hydrangeae 428; S. Hydrocotyles 428; S. hydrophila 421; S. Hyperici 426; S. Jasmini 432; S. incondita 427; S. Inula 435; S. Iridis 422; S. irregularis 426; S. Kalchbrenneri 426; S. Koeleriae 420; S. Laburni 431; S. Lactucae 435; S. Lamii 433; S. lamiicola 433; S. Lapparum 435; S. Laurocerasi 430; S. Lavandulae 433; S. leguminum 431; S. Lepidii 425; S. Leucanthemi 435; S. Levistici 429; S. Ligustri 432; S. Limonum 426; S. Linnaeae 434; S. littoralis 420; S. littorea 432; S. Lolii 421; S. Lonicerae 434; S. lupulina 423; S. Luzulae 421; S. Lychmidis 424; S. Lycotoni 425; S. Lycopersici 433; S. Lycopi 433; S. Lysimachiae 432; S. macropoda 420; S. macropora 425; S. maculosa 432; S. Magnoliae 425; S. Mahoniae 425; S. Majanthemi 422; S. Martianoffiana 425; S. media 426; S. Medicaginis 431;

S. Melandrii 424; S. Melicae 420; S. Meliloti 431; S. Melissae 433; S. Melittidis 433; S. menispora 421; S. Menthae 433; S. Menyanthes 432; S. Mercurialis 426; S. Mespili 430; S. microsperma 422; S. microsora 432; S. Mimuli 433; S. minuta 421; S. Mori 359; S. moricola 359; S. Mougeotii 435; S. musiva 423; S. Myrobolanae 431; S. Napelli 425; S. Narcissi 422; S. narvisiana 421; S. neriicola 432; S. nigerrima 430; S. nigro-maculans 426; S. niphostoma 425; S. nitidula 428; S. nivalis 424; S. nodorum 419; S. Nolitangere 427; S. obscura 434; S. octospora 418; S. Oenotherae 428; S. oleaginea 432; S. oleandrina 432; S. Orchidearum 422; S. oreophila 425; S. Oreoselini 429; S. Orni 432; S. ornithogalea 422; S. Ornithogali 422; S. orobicola 431; S. orthospora 426; S. Oryzae 421; S. osteospora 423; S. Oudemansii 420; S. Oxyacanthae 359; S. oxyspora 420; S. Padi 430; S. Paeoniae 425; S. Palmarum 421; S. parasitica 418 425; S. Paridis 422; S. Passerinii 421; S. Pastinacae 428; S. pastinacina 429; S. Paulowniae 433; S. Penzigi 425; S. Petroselini 429; S. phacidioides 427; S. Phalaridis 427; S. Phlogis 433; S. Phragmitis 420; S. phyllostictoides 428; S. Phyteumatis 434; S. Phyteumatum 434; S. Pini 418 478; S. Pipulae 423; S. piricola 430; S. Pirolae 432; S. Pisi 431; S. Pistaciae 426; S. plantaginea 433; S. Plantaginis 433; S. platanifolia 423; S. Podagrariae 429 456; S. polygonicola 423; S. Polygonorum 423; S. Populi 423; S. populicola 423; S. Posoniensis 428; S. Potentillarum 378; S. Primulae 432; S. Prismatocarpi 434; S. Pruni 430; S. Pr. Mahaleb 430; S. Pseudoplatani 427; S. Ptarmicae 434; S. Pteleae 427; S. Pulmonariae 433; S. purpurascens 429; S. pyrolata 432; S. Querceti 422; S. quercicola 422; S. quercina 422; S. Quereus 422; S. quevillensis 430; S. Ranunculacearum 425; S. Ranunculi 425; S. rhamnella 428; S. Rhamni 428; S. Rh. cathar-

- ticae 427; *S. rhamnigena* 427; *S. raphidospora* 432; *S. Rhapontici* 423; *S. rhoïna* 426; *S. Rhois* 426; *S. Ribis* 428; *S. Robiniae* 431; *S. Rosae* 429; *S. R. arvensis* 429; *S. Rosarum* 429; *S. Rubi* 430; *S. Rumicis* 423; *S. Saccardiana* 428; *S. salicicola* 423; *S. Salicifoliae* 430; *S. salicina* 423; *S. Salicis* 423; *S. Salliae* 427; *S. Salviae* 433; *S. Sambac* 432; *S. Saponariae* 424; *S. sarmenticia* 422; *S. Saxifragae* 428; *S. scabiosicola* 434; *S. Schelliana* 432; *S. Scillae* 422; *S. Scirpi* 421; *S. Scirpoidis* 421; *S. Scleranthi* 424; *S. Scolopendrii* 418; *S. Scolymi* 435; *S. scopariae* 431; *S. Scorodoniae* 433; *S. secalis* 419; *S. Sedi* 428; *S. semilunaris* 429; *S. seminalis* 427; *S. Senecionis* 435; *S. serpentaria* 422; *S. Serratulae* 435; *S. sibirica* 428; *S. Sicyi* 434; *S. Sii* 429; *S. Silenes* 424; *S. Siliquastri* 432; *S. silvatica* 420; *S. silvestris* 431; *S. silvicola* 424; *S. Silybi* 435; *S. Sinarum* 424; *S. Sisonis* 429; *S. smillima* 426; *S. socia* 435; *S. sojina* 431; *S. Soldanellae* 432; *S. Sonchi* 435; *S. Sorbi hybridi* 430; *S. sparsa* 429; *S. Spartii* 421; *S. Spergulae* 424; *S. Spinaciae* 424; *S. Stachydis* 433; *S. Staphyleae* 427; *S. Stellariae* 424; *S. Stellariae nemorosae* 424; *S. stemmatea* 432; *S. stipata* 430; *S. stipularis* 431; *S. succisicola* 434; *S. Symphoricarpi* 434; *S. Syringae* 432; *S. Tami* 422; *S. Tanacetii* 434; *S. Telephii* 428; *S. tenuissima* 423; *S. Teucriti* 433; *S. Theae* 426; *S. Tibia* 426; *S. Tiliae* 425; *S. Tini* 434; *S. Tormentillae* 429; *S. Trailliana* 433; *S. Tremulae* 423; *S. Trientalis* 432; *S. Tritici* 419; *S. Trollii* 425; *S. Tussilaginis* 434; *S. Ulmariae* 430; *S. Unedonis* 432; *S. urens* 433; *S. Urgineae* 422; *S. Urticae* 423; *S. Verbenae* 433; *S. Veronicae* 433; *S. veronicicola* 433; *S. vestita* 434; *S. Viburni* 434; *S. Viciae* 431; *S. Villarsiae* 432; *S. Vincae* 432; *S. Vincetoxici* 432; *S. Vineae* 427; *S. Violae* 425; *S. violicola* 425; *S. Virgaureae* 434; *S. Viscariae* 424; *S. Viticellae* 424; *S. Weissii* 429; *S. Westendorpii* 424; *S. Xanthii* 435; *S. Xylostei* 434; *Sept. Zizyphi* 428.
- Septosporium Cerasorum* 317; *S. curvatum* 382.
- Sereh-Nrantheit* 30.
- Serradella* 517 529, f. auch *Ornithopus*.
- Serratula* 159 169 214 356 435.
- Seseli* 153 213.
- Sesleria* 168.
- Setaria* 74 112 113 386 455.
- Sicyos* 434.
- Sida* 391.
- Silberpappel* 39 230.
- Silaus* 48 153.
- Silene* 80 115 124 141 143 148 157 278 345 374 389 424.
- Silybum* 116 435.
- Sinapis* 76 85 88 493 537.
- Sison* 429.
- Sisymbrium* 76 85 342.
- Sium* 48 145 213 429.
- Smilax* 276 340.
- Smyrnium* 156.
- Soja* 431.
- Solanaceen* 352 383 396 416 433.
- Solanum* 62 268 321 352 396 416 433 440 465, f. auch *Kartoffel*.
- Soldanella* 158 432.
- Solidago* 139 151 355 408 434.
- Commerzporen* 134.
- Sonchus* 40 75 154 193 263 356 397 435.
- Sonnenrose* 530, f. auch *Helianthus*.
- Sonnenrostenrost* 160.
- Sorbus* 182 183 204 259 260 288 313 349 394 408 411 430 439, f. auch *Obereiche*.
- Soredienanflüge* 521.
- Sorgho* oder *Sorghum* 111 152 310 323 386 398 412 340.
- Sorghum-Brand* 111.
- Sorghum, Rotfleckigkeit von* 30.
- Sorosporium* 123; *S. Aschersonii* 116; *S. bullatum* 125; *S. hyalinum* 125; *S. Junci* 125; *S. Lolii* 125; *S. Magnusii* 116; *S. Saponariae* 124; *S. Trientalis* 126; *S. Veronicae* 126.
- Spaltpilze* 19.
- Sparganium* 48 436.
- Spargel* 340 505 518, f. auch *Asparagus*.
- Spargelrost* 157.
- Spartium* 431.
- Specularia* 192 434.
- Speisewiebeln, Rost der* 25; *Sc.*, *Sclerotienkrankheit der* 503; *Sc.*, *Verfäulniss der* 503.

- Spelz 117.
 Spergula 78 88 148 424 527.
 Spermoedia Clavus 473.
 Spermogonien 134 369 443.
 Sphacelaria 35.
 Sphacelia segetum 470 473.
 Sphaceloma ampelinum 374.
 Sphacelotheca 126.
 Sphaerella 349; S. 308; S. Adonidis 311; S. adusta 313; S. allicina 310; S. Alni 310; S. basicola 309; S. Bellona 313 393; S. Berberidis 311; S. Biberwierensis 312; S. brachytheca 313; S. brassicaecola 311; S. brunneola 310; S. Carlii 311; S. Cerastii 344; S. Ceratoniae 313; S. Ceres 310; S. coffeicola 313; S. comedens 310; S. crassa 311; S. Cruciferarum 311; S. Cytisi sagittalis 313; S. depazeaeformis 311; S. Dryadis 312; S. Epilobii 306 312; S. Equiseti 309; S. erysiphina 310; S. Evonymi 311; S. exitialis 309; S. Filicum 309; S. Fragariae 312; S. gangraena 458; S. genuflexa 311; S. gossypina 348; S. harthensis 310; S. hedericola 312; S. Hesperidum 311; S. Hordei 309; S. inflata 311; S. isariphora 310; S. Laureolae 312; S. leptopleura 309; S. Liriodendri 311; S. longissima 309; S. Luzulae 310; S. maculans 311 312; S. macularis 311; S. major 311; S. Mori 359; S. Morieri 313; S. paulula 310; S. phaseolicola 313; S. pinodes 313; S. Pirolae 313; S. Pistaciae 311; S. Platani 311; S. Polygonorum 310; S. polygramma 313; S. Poly-podii 309; S. pomi 313; S. Primulae 313; S. Pteridis 309; S. Pulsatillae 311; S. punctiformis 310; S. recutita 309; S. Ribis 311 428; S. rubella 312; S. Rumicis 343; S. sagedioides 311; S. salicicola 311; S. Schoenoprasi 310; S. sentina 313 430; S. sparsa 311; S. Stellariae 310; S. tabifica 402; S. tingens 310; S. tyrolensis 309; S. ulmifolia 310; S. umbrosa 313; S. Vaccinii 313; S. verna 313; S. Vitis 311; S. vitis 346; S. Vulnerariae 313; S. Winteri 312; S. Zeae 310.
 Sphaeria alnea 409; S. Arnicae 314; S. cinnabarina 462; S. Clymenia 313; S. Coryli 453; S. Cucurbitula 463; S. culmifraga 301; S. Dryadis 314 S. erythrostoma 448; S. fimbriata 453; S. gangraena 458; S. graminicola 454; S. herpotricha 306; S. homostegia 458; S. Jurineae 314; S. Lantanae 314; S. Luzulae 455; S. morbosa 288; S. Peridis 483; S. Podagrariae 456; S. praecox 314; S. purpurea 474; S. ramulorum 314; S. recutita 339; S. rhytismoides 314; S. rimosa 457; S. Symphoricarpi 314; S. Tini 314; S. Trifolii 456; S. typhina 459; S. Ulmi 456; S. Vaccinii 289.
 Sphaeronema 407.
 Sphaerophragmium 172.
 Sphaerotheca 259.
 Sphaerozyga 44.
 Spicaria Solani 54.
 Spinacia oder Spinat 128 317 328 398 424.
 Spindelfstäbchen 19.
 Spiraea 123 172 204 260 264 312 329 349 393 410 415 430 463.
 Spiräaceen 264 312 349 393 415 430.
 Spirillum 19.
 Spirochäete 19.
 Spirogyra 13 34 35 41 42 45 46 50 90 91.
 Spirophora 13.
 Spongospora 18.
 Sporangien-Corpus 36.
 Sporangium 33.
 Sporen 4.
 Sporenschläuder 241.
 Sporidesmium 291 318; S. acerinum 318; S. Amygdalearum 318; S. dolichopus 319; S. exitiosum 304; S. exitiosum var. Solani 301; S. helicosporum 280; S. mucosum 319; S. piriforme 301; S. putrefaciens 299; S. septorioides 318; S. Ulmi 318.
 Sporidien 97 133.
 Sporocyten 13.
 Sporonema phacidioides 484.
 Spreitung 326.
 Stachelbeere 213 259 260 262 345 378 408 428 443, f. auch Rubus.
 Stachelschwamm 233.
 Stachys 79 151 154 263 353 433.
 Stagonospora 436.
 Stammfäule der Pandaneen 463.
 Stanhopea 88.
 Staphylea 427.

- Staphyleaceen 427.
 Statice 144.
 Staubbrand 109.
 Stechende 246.
 Steinbrand 117.
 Steinobstgehölze, Rost der 153.
 Steirochaete 328.
 Stellaria 38 80 115 124 148 206 310 344 345 424.
 Stemphylium ericoctonon 282.
 Stenactis 130.
 Stengelfäule der Balsaminen 513.
 Stengelfäule der Kartoffel 359.
 Stereum 235.
 Sterigmen 216.
 Stigmatea 285; S. Fragariae 312; S. Geranii 348 305; S. Rousseliana 465.
 Stilbum 464.
 Stipa 112.
 Streptopus 211 511.
 Stroma 356 443 454 458.
 Stysanus pallescens 345; S. pusillus 344; S. Veronicae 353.
 Succisa 38 116 357 434.
 Süßkirchen, Blattflechte der 448.
 Sulfosteatite cuprique 11.
 Sweertia 158.
 Symphoricarpus 263 314 454 398 417 434.
 Symphytum 48 81 130 209 263 353.
 Synchytrium 36.
 Syncladium Nietneri 282.
 Syringa 262 351 392 432.
 Syringa, Flecke der 29.
 Tabak 268 396 416 530; T., Mosaikkrankheit des 30.
 Tabakfeglinge, Schwamm der 319.
 Tacon 399.
 Tamus 340 387 422.
 Tanacetum 80 155 160 169 264 434 526.
 Tanne 70 222 285 440 463 506 508, f. auch Abies.
 Tannennadelacidium 206.
 Tannenrindenpilz 411;
 Tanne, Rußtau der 279.
 Taphrina 242; T. Alni incanae 243; T. alnitorqua 243; T. alpina 245; T. amentorum 243; T. aurea 245; T. bacteriosperma 245; T. Betulae 244; T. betulina 245; T. bullata 246; T. carnea 245; T. Carpini 246; T. Celtis 245; T. Cerasi 249; T. coerulescens 246; T. Crataegi 247; T. deformans 249; T. epiphylla 244; T. Farlowii 249; T. filicina 250; T. flava 245; T. Githaginis 246; T. Insititiae 249; T. Johansonii 246; T. Juglandis 246; T. Kruchii 246; T. lethifera 246; T. lutescens 250; T. minor 250; T. nana 245; T. Ostryae 246; T. polyspora 246; T. populina 245; T. purpurascens 246; T. Potentillae 246; T. Pruni 247; T. rhizophora 245; T. rubro-brunnea 246; T. Sadebecki 244; T. Tormentillae 246; T. Tosquinetii 243; T. turgida 245; T. Ulmi 245; T. Umbelliferarum 246.
 Taraxacum 34 38 93 155 159 260 263 356.
 Tarschen 247.
 Taumelgetreide 295 358.
 Taumelroggen 295.
 Taxus 276 371 506.
 Tazette 298.
 Telephora 234 235 236.
 Telentosporen 132.
 Ternströmiaceen 390 414 426.
 Tetragonolobus 141.
 Tetramyxa 18.
 Teucrium 149 353 396 433.
 Thalictrum 123 129 151 169 170 212 213 264 322 389.
 Thea 520, f. auch Theestrauch.
 Thecaphora 123; T. affinis 125; T. aterrimum 125; T. Cirsii 125; T. deformans 125; T. hyalina 125; T. Lathyri 125; T. oligospora 125; T. Pimpinellae 125; T. Traili 126; T. Westendorpii 125.
 Thecospora areolata 204; T. Galii 205; T. Myrtillina 204.
 Theestrauch 426 439, f. auch Thea.
 Thesium 81 158.
 Thielavia 278.
 Thlaspi 76 85 119 149 413.
 Thrincia 356.
 Thuja 506.
 Thymeläaceen 312 378 393 428.
 Thymus 79 156 158 526.
 Thysselinum 153.
 Tilia 261 311 348 378 386 391 425 463, f. auch Linde.
 Tiliaceen 311 348 378 391 425.
 Tilletia 117; T. arctica 119; T. bulbata 114; T. Calamagrostis 119; T. calospora 119; T. caries 117; T. controversa 118; T. de Baryana 119;

- T. decipiens* 119; *T. endophylla* 119; *T. Fischeri* 119; *T. Hordei* 118; *T. laevis* 118; *T. Lolii* 118; *T. Milii* 119; *T. Molinae* 118; *T. olida* 119; *T. Oryzae* 119; *T. Rauwenhoffii* 119; *T. secalis* 118; *T. separata* 119; *T. Sorghi* 111; *T. sphaerococca* 119; *T. Sphagni* 119; *T. striiformis* 119; *T. Thlaspeos* 119.
Tolyposporium 123; *T. Cocconi* 125.
 Tomaten 62 316 329 383 407.
 Tomaten, Gummofis der 28.
 Topinambur 500.
 Torfmooß 119.
Tormentilla 393 429.
Torula 271; *T. Allii* 280; *T. basicola* 278; *T. dissiliens* 347; *T. Epilobii* 281; *T. fructigena* 360; *T. Hippocrepis* 281; *T. pinophila* 279; *T. Plantaginis* 281; *T. Rhododendri* 280.
Tournefortia 187.
Tradescantia 340.
Tragopogon 116 160 326.
Trametes 221; *T. Pini* 225; *T. radiciperda* 221.
 Trauben, Edelkäufe der 502.
 Traubenfirsche 461.
 Traubenkrankheit 265.
Travelure 326; *T. des orangers* 29.
Trematosphaeria circinans 515.
Tribulus 81.
Trichosphaeria 285 286.
Trichospora 186.
Trientalis 126 432.
Trifolium 39 79 88 141 143 146 264 350 359 380 394 431 437 493, f. auch Klee und Rotklee.
Trigonella 141 278.
Trillium 408.
Trinia 158.
Triphragmium 172.
Tripleurospermum 80 130.
Tripodosporium 276.
Triticum 112 161 169 309 412 420 455 468, f. auch Weizen.
Trochila 378.
 Trockenfäule der Kartoffelknollen 21.
 Trockenfäule der Zuckerrüben 399.
 Trockene Fäule 54.
Trollius 156 389 413 425.
 Tropäolaceen 347 390.
Tropaeolum 208 347 390.
Tsuga 488.
Tubercularia persicina 120; *T. vulgaris* 463.
Tubercinia 126.
Tulipa 114 150 170, f. auch Tulpe.
 Tulpe 506, f. auch *Tulipa*.
Turritis 85.
Tussilago 120 168 193 195 397 408 434.
Tylogonus 19.
Typha 387 421 436 455.
 Typhaceen 387 421.
 Ulmaceen 310 388 413.
 Ulme 39 245 270 318 456, f. auch Rüster und Ulmus.
Ulmus 261 262 310 386 388 408 413 437 463, f. auch Rüster und Ulme.
 Umbelliferen 39 264 311 345 392 414 428 505 517.
Umbilicus 170.
 Umfallen der Keimpflanzen 70 87.
Uncinula 260.
 Unkräuter 535.
 Unterchwefligsaures Natron 256.
 Uredinaceen 131.
Uredo 208; *U. aecidioides* 209; *U. Agrimoniae* *Eupatoriae* 208; *U. alpestris* 208; *U. Caprearum* 199; *U. carbo* 109; *U. Caryophyllacearum* 206; *U. Circaeae* 198; *U. Empetri* 190; *U. epitea* 199; *U. Fici* 208; *U. flosculosorum* 159; *U. gyrosa* 175; *U. Helioscopiae* 198; *U. Hypericorum* 199; *U. Labiatarum* 158; *U. limbata* 157; *U. linearis* 162; *U. lini* 198; *U. mixta* 199; *U. Mori* 208; *U. Mülleri* 209; *U. Palmarum* 208; *U. Phillyreae* 208; *U. Pirolae* 205; *U. Polypodii* 208; *U. populana* 200; *U. pustulata* 198; *U. Quercus* 208; *U. Rosae* 174; *U. Ruborum* 175; *U. segetum* 109; *U. suaveolens* 154; *U. Symphyti* 209; *U. Tropaeoli* 208; *U. Ulmariae* 172; *U. Vacciniorum* 204; *U. Vialae* 208; *U. Vitellinae* 199; *U. Vitis* 208; *U. Zeae* 151.
 Uredosporen 134.
Urginea 422.
Urocystis 121; *U. Agropyri* 122; *U. Alopecuri* 122; *U. Anemones* 123; *U. cepulae* 122; *U. Colchici* 122; *U. Corydalis* 123; *U. Festucae* 122; *U. Filipendulae* 123; *U. Fischeri* 123; *U. Gladioli* 123; *U. Junci* 123; *U. Kmetiana* 123; *U. Leimbachii* 123; *U. Luzulae* 123; *U. magica* 122; *U. occulta* 121; *U. Ornithogali* 122; *U. pompholygodes*

123; *U. primulicola* 123; *U. soro-*
sporioides 123; *U. Tritici* 122; *U.*
Uli 122; *U. Violae* 123.
Uromyces 139; *U. Acetosae* 143; *U.*
Aconiti *Lycotoni* 141; *U. acutatus*
 140; *U. Alchemillae* 141; *U. allio-*
rum 157; *U. alpinus* 140; *U.*
Anthyllidis 141; *U. apiculatus* 143;
U. apiosporus 146; *U. appendi-*
culatus 144; *U. Aviculariae* 143;
U. Behenis 141; *U. Betae* 142; *U.*
Brassicae 146; *U. Cacaliae* 142; *U.*
caryophyllinus 140; *U. Chenopodii*
 140; *U. cristatus* 140; *U. Croci*
 139; *U. Cunninghamianus* 142; *U.*
Cytisi 141; *U. Dactylidis* 144; *U.*
Dianthi 140; *U. Erythronis* 141;
U. excavatus 140; *U. Ficariae* 139;
U. Gageae 139; *U. Genistae tinc-*
toriae 141; *U. Geranii* 143; *U.*
Glycyrrhizae 141; *U. Hasslinskii*
 142; *U. Hedysari obscuri* 141; *U.*
inaequivaltus 143; *U. Junci* 145; *U.*
Kalmusii 146; *U. lapponicus* 142;
U. lineolatus 145; *U. Limonii* 144;
U. Lupini 141; *U. maritimae* 145;
U. Medicaginis falcatae 146; *U.*
minor 141; *U. Ononidis* 141; *U.*
Ornithogali 139; *U. Oxytropidis* 141;
U. pallidus 139; *U. Pepperianus*
 146; *U. Phaseolorum* 144; *U.*
Phyteumatum 142; *U. pisi* 145; *U.*
Poae 145; *U. Polygoni* 143; *U.*
Primulae integrifoliae 142; *U. Pru-*
nellae 141; *U. punctatus* 141; *U.*
Rumicis 140; *U. Salicorniae* 143;
U. Salsolae 146; *U. Scillarum* 139;
U. Scrophulariae 142; *U. scutel-*
latus 140; *U. Silenes* 143; *U.*
sinensis 146; *U. Solidaginis* 139;
U. sparsus 140; *U. striatus* 141
 146; *U. Terebinthi* 140; *U. Trifolii*
 143; *U. Trigonellae* 141; *U. tuber-*
culatus 140; *U. Valerianae* 144;
U. Veratri 140; *U. Verbasci* 142;
U. verruculosus 140; *U. viciae*
fabae 144.
Uromycopsis 141.
Urophlyctis 47 48.
Uropyxis 171.
Urtica 78 169 264 341 388 423.
Urticaceae 264 341 388 413 423.
Usnea 521.
Ustilagineae 94.
Ustilago 109; *U. anomala* 114; *U.*
antherarum 115; *U. Avenae* 110;

U. axicola 117; *U. Betonicae* 116
U. Bistortarum 114; *U. bromivora*
 112; *U. Candollei* 126; *U. Carbo*
 109; *U. Cardui* 116; *U. Crameri*
 112; *U. cruenta* 111; *U. destruens*
 110; *U. Digitariae* 111; *U. Duriae-*
ana 115; *U. echinata* 113; *U. Fi-*
cum 114; *U. Fischeri* 111; *U. Fusii*
 116; *U. Göppertiana* 115; *U. gram-*
mica 113; *U. grandis* 112; *U. Heuf-*
leri 114; *U. Holostei* 115; *U. Hordei*
 110; *U. hypodytes* 112; *U. Jensenii*
 110; *U. intermedia* 116; *U. Ischaemi*
 112; *U. Junci* 117; *U. Kolaczekii*
 113; *U. Kühniara* 115; *U. lineata*
 113; *U. longissima* 113; *U. Luzulae*
 113; *U. Magnusii* 116; *U. major*
 115; *U. marginalis* 115; *U. maydis*
 110; *U. Montagnei* 113; *U. neglecta*
 112; *U. Notarisii* 113; *U. olivacea*
 113; *U. Ornithogali* 114; *U. Os-*
mundae 116; *U. pallida* 111; *U.*
Panici glauci 112; *U. Panici mili-*
acei 110; *U. Parlatoresii* 115; *U.*
Passerinii 113; *U. Penniseti* 112;
U. perennans 110; *U. Phoenicis*
 114; *U. Pinguiculae* 115; *U. plum-*
bea 114; *U. Rabenhorstiana* 111;
U. receptaculorum 116; *U. Reiliana*
 111; *U. Sacchari* 111; *U. Scabiosae*
 116; *U. secalis* 118; *U. segetum*
 109; *U. Setariae* 112; *U. sitophila*
 117; *U. subinclusa* 113; *U. Succisae*
 116; *U. Treubii* 126; *U. trichophora*
 112; *U. Tritici* 110; *U. Tulasnei*
 111; *U. typhoides* 112; *U. umbrina*
 114; *U. Urbani* 74; *U. urceolorum*
 113; *U. utriculosa* 114; *U. Vaillantii*
 114; *U. vinosa* 115; *U. violacea*
 115; *U. virens* 113; *U. Warminghi*
 115.

Uvaria 387.

Vaccinium 204 206 217 259 263 282
 289 313 351 383 432 457 510 511.

Valeriana 144 156 264 355.

Valerianaceae 264 355 434.

Valerianella 79 268.

Vampyrella 13.

Vampyrelleae 13.

Vampyrellidium 13.

Vanilla 371.

Vaucheria 34 45 90.

Veildgenroft 157.

Venturia 284 305.

Veratrum 140 152 340 371 456.

Verbascum 82 142 263 353 397 416.

- Verbena 268 396 433.
 Verbenaceen 396 433.
 Vermicularia 408.
 Veronica 40 79 120 121 126 149
 260 278 352 353 383 433.
 Verschimmeln der Speisewiebeln 503.
 Vert-de-gris 466.
 Verticilliosis 466.
 Verticillium 464 466.
 Vibrio 19.
 Vibrisea 513.
 Viburnum 262 314 354 383 398 417
 434 440 443, f. auch Schneeball.
 Vicia 25 144 1 5 264 350 394 415
 431, f. auch Wicke.
 Villarsia 432.
 Vinca 79 154 352 432.
 Vingerzicke 15.
 Viola 40 78 123 150 157 208 268
 343 374 390 414 425 493.
 Violaceen 39 343 374 390 414 425.
 Viscaria 424.
 Viscum 531.
 Vitaceen 311 346 374 391 414 427.
 Vitis 261 264 329 347 377 438 456,
 f. auch Weinstock.
 Volutella Buxi 465.
 Volvox 14.
 Vossia Molinae 118.
 Wachholder 182 222 286; f. auch Ju-
 niperus.
 Wachholder-Ritzenchorf 478.
 Wallnußbaum 392 453 406 411; f.
 auch Juglans und Nußbaum.
 Warzenschwamm 234.
 Weberfärde 529, f. auch Dipsacus.
 Weide 230 231 261 270 526 527, f.
 auch Salix.
 Weidenrost 199.
 Weidenchwamm 231.
 Weigelia 354 398 417.
 Weinbeeren, Schwarzfäule der 403.
 Weinrebenrost 208.
 Weinstock 219 320 321 322 346 357
 362 369 391 405 406 414 417 427
 437 441 443 501 514 526 527, f.
 auch Vitis.
 Weinstock, Blattfallkrankheit des 71;
 W., Mehltau des 265; W., Wurzel-
 pilz des 363; W., Wurzelschimmel
 des 363.
 Weintrauben, Bakterienkrankheit der
 29.
 Weißbuche 231, f. auch Carpinus und
 Hainbuche.
 Weißdorn 259, f. auch Crataegus.
 Weißdornrost 182
 Weißer Rost 84.
 Weißfäule 230 231 234.
 Weißfäule der Weißtanne 228.
 Weißflee 241 517.
 Weißpfeifiges Holz 236.
 Weißtanne 215 225, f. auch Abies
 und Tanne.
 Weißtanne, Herenbesen der 209; W.,
 Krebs der 209; W., Ritzenchorf der
 478; W., Weißfäule der 228.
 Weizen 109 117 122 161 164 306
 308 309 358 398 419 468, f. auch
 Triticum.
 Weizenblattpilz 302.
 Weizenhalmtöter 306.
 Weizenkörner, rosenrote 28.
 Weizenmehltau 264.
 Weymouthsfiefer 186 222 233.
 White-rot 438.
 Wicke 80 526 527, f. auch Vicia.
 Wickenrost 14.
 Wimperfäden 5.
 Wintersporen 133.
 Wirt 1.
 Wirtswechsel 135.
 Wistaria 395.
 Woroninia 40.
 Wurzelbräune der Lupinen 278.
 Wurzelbrand 34 87.
 Wurzelbrand der Rüben 88; W. der
 Zuckerrüben 399.
 Wurzelpilz des Weinstocks 363.
 Wurzelschimmel des Weinstocks 363.
 Wurzeltöter 514.
 Xanthium 263 435.
 Xenodocheus carbonarius 173.
 Xyloma betulinum 456; X. Bistortae
 484; X. rubrum 445.
 Yucca 340 437.
 Zanthorylaceen 347 392 427.
 Zea 88, f. auch Mais.
 Zellenfäule der Kartoffel 53.
 Zinnia 501.
 Zitterpappel 326, f. auch Populus.
 Zizania 113.
 Zizyphus 428.
 Zoocyte 12.
 Zoosporen 25 12 33.
 Zoosporiparae 71.
 Zuckerrohr 30 340; f. auch Saccharum.
 Zuckerrübe 77 344 517; f. auch Beta.

- | | |
|---|--|
| <p>Zuckerrüben, Herzfäule der 399; Z.,
 Rost der 142; Z., Schorf der 27;
 Z., Trockenfäule der 399; Z., Wurzel-
 brand der 399.
 Zunderschwamm 232.
 Zweigbrand 29.</p> | <p>Zwetschen 349 362 440, f. auch Prunus.
 Zwiebelbrand 122.
 Zwiebelrost 157.
 Zygnema 34 42 44.
 Zygnemaceen 14.
 Zygodemus 321.</p> |
|---|--|
-



SB Frank, Albert Bernhard
601 Die Krankheiten der Pflanzen
F7 2. Aufl.
1895
Bd.2

	FRANK, A.B.	SB
F	AUTHOR	601
	Die krankheiten der	F7
	TITLE	1895
	pflanzen. Vol.II.	[1895]

DATE

ISSUED TO

[98816]

LIBRARY
FACULTY OF FORESTRY
UNIVERSITY OF TORONTO



UTL AT DOWNSVIEW



D RANGE BAY SHLF POS ITEM C
39 09 14 08 10 012 5